TOME XXVI, FASC. 2 — 1er JUILLET 1961

REVUE DE MYCOLOGIE

Publication paraissant 5 fois par an

Fascicule consacré à la Mycologie et la Phytopathologie tropicales

publiée et dirigée par

ROGER HEIM

Membre de l'Institut (Académie des Sciences)
Directeur du Muséum National

Rédacteur principal :
CLAUDE MOREAU



LABORATOIRE DE CRYPTOGAMIE
DU MUSÉUM NATIONAL D'HISTOIRE NATURELLE
PARIS

LABORATOIRE DE MYCOLOGIE ET
PHYTOPATHOLOGIE TROPICALES
DE L'ÉCOLE PRATIQUE DES HAUTES ÉTUDES

12, RUE DE BUFFON, PARIS Ve

Périodique subventionné par le Centre National de la Recherche Scientifique

TOME XXVI, FASC. 2 1er JUILLET 1961

SOMMAIRE

Travaux originaux

Note succincte

Conférence

Analyses

TRAVAUX ORIGINAUX

Espèces nouvelles ou intéressantes de la flore des bananes

Par Patrick JOLY

■

Résumé

Trois nouvelles espèces sont décrites : *Peyronellaea musae* nov. sp., *Phomopsis musae* nov. sp. et *Sporotrichum navale* nov. sp. D'autre part, le *Gliomastix murorum* var. *felina* est bien distinct de l'espèce *G. murorum;* le *Nigrospora musae* ne constitue qu'une forme du *N. sphaerica;* le *Penicillium erectum* de Bainier est une espèce valable, distincte du *P. stoloniferum;* il existe des formes intermédiaires entre le *Penicillium velutinum* et le *Penicillium spinulosum,* dont certaines sont identiques au *Citromyces musae;* le polymorphisme du *Peyronellaea glomerata* permet de ranger sous ce vocable plusieurs espèces décrites sous des noms différents.

Parmi les Champignons isolés au cours de nos travaux sur les flores des bananes, certains méritent que nous nous y attardions quelque peu. En plus de quelques espèces que nous décrivons comme nouvelles, nous en examinerons d'autres, au sujet desquelles nous pouvons apporter quelques précisions, portant soit sur leur morphologie ou leur position systématique, soit sur leur biologie.

1. — *Gliomastix murorum* (Cda.) Hughes var. *felina* Marchal

Saprophyte occasionnel sur les hampes des régimes, il pousse lentement sur milieu gélosé à 2 % de maltea. Il forme des colonies blanches qui fructifient rapidement et noircissent. Son mycélium, hyalin, est formé d'hyphes aggrégés en mèches, émettant latéralement de longues phialides hyalines, progressivement amincies au sommet (fig. 1-c). Les phialospores elliptiques, d'abord hyalines, deviennent rapidement noires. Elles sont plus allongées et beaucoup plus régulières que celles du *G. murorum* typique (fig. 1-b) (ex. Herb. Mus. Paris, Coll. Desmazières 1863, n° 8, 663 : *Oidium chartarum* Link) :

Dimensions des spores	*G. murorum* typique	*G. murorum* var. *felina*
Longueur	3,65 µ ± 0,103	4,41 µ ± 0,085
Largeur	2,97 µ ± 0,029	2,26 µ ± 0,041

Ce caractère justifie la position de la variété *felina*, distincte de l'espèce typique *G. murorum*. Elle présente tous les caractères des *Gliomastix* (cf. Guéguen, 1905), y compris la formation des spores en chaînes. L'extrémité des chaînes se désarticule et s'agglomère en une masse de spores qui est bien observable au binoculaire. Les chaînes se dissocient très facilement dans les liquides de montage des préparations microscopiques, ce qui explique qu'elle n'aient pas été observées et mentionnées (Mason, 1941).

2. — *Nigrospora sphaerica* (Sacc.) Mason

Hyphomycète aux sporophores renflés, supportant une seule grosse aleurie unicellulaire, noire, très foncée (fig. 1-f), dont les dimensions sont les suivantes :

	Moyenne	*Erreur-type*	*Maximum*	*Minimum*
sur hampe de bananier				
largeur	16,06 µ	0,16 µ	18 µ	14 µ
hauteur	12,74 µ	0,18 µ	16 µ	11 µ
sur maltea 2 %				
largeur	16,41 µ	0,14 µ	19 µ	14 µ
hauteur	14,04 µ	0,12 µ	17 µ	12 µ

Ordinairement saprophyte sur les feuilles de Bananier, sur les fruits pourrissants, il intervient fréquemment comme parasite secondaire dans de nombreux types de pourritures. Nous l'avons vu, durant l'été 1960, se comporter à la façon d'un réel parasite, circulant dans les vaisseaux de la hampe pour aller infester les fruits, y provoquant une pourriture fluide de la chair. La distinction entre cette espèce et le *Nigrospora musae* Mc Lenn. et Hoëtte, morphologiquement identique, repose essentiellement sur des caractères biologiques et pathogènes : le *N. musae* est responsable de la « Squirter disease », sévissant en Australie. Comme nous avons pu constater que le *N. sphaerica* peut également se comporter en pathogène, provoquant une pourriture des fruits comparable à celle que cause le *N. musae*, il ne semble pas qu'il

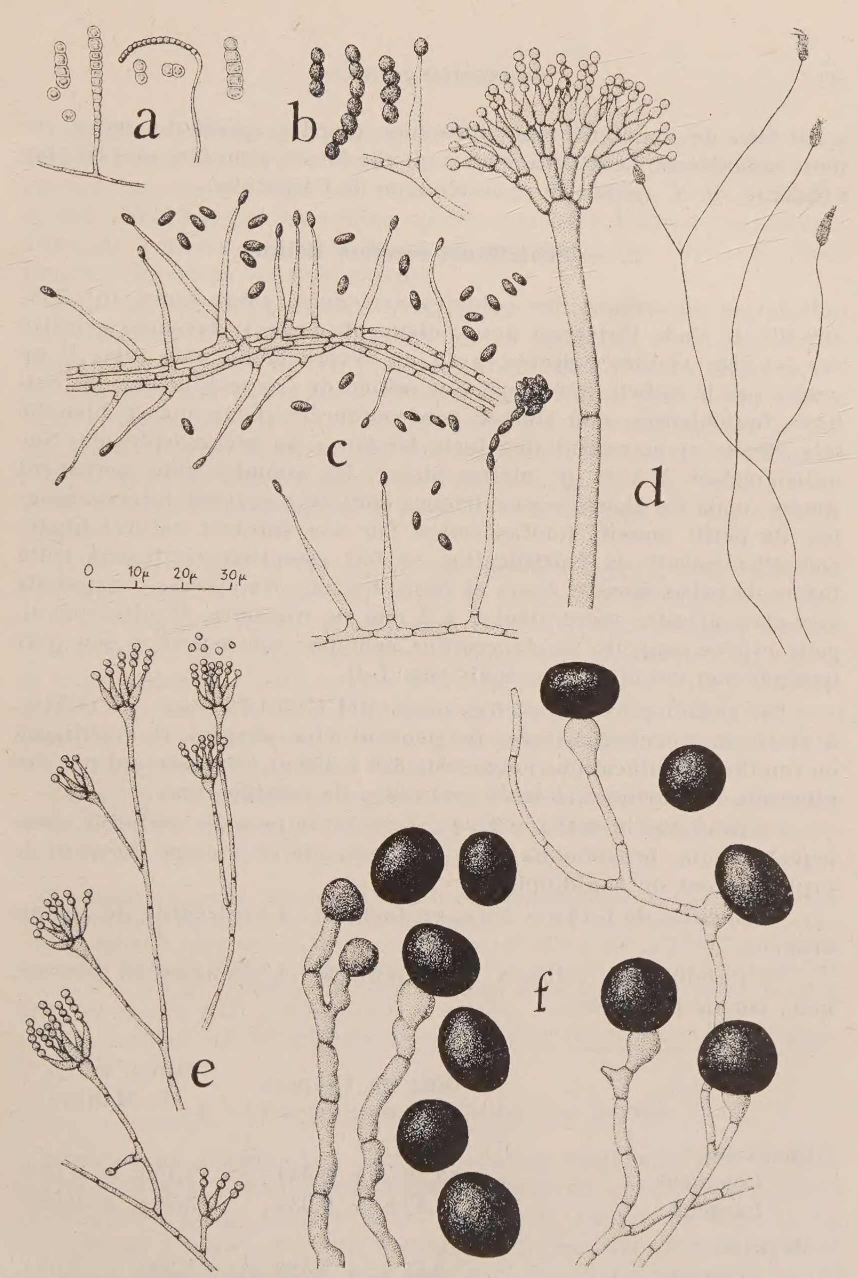


FIG. 1. — a. *Sporotrichum navale* nov. sp.
b. *Gliomastix murorum* (Corda) Hughes.
c. *Gliomastix murorum* (Cda.) Hug. var. *felina* Marchal.
d. *Penicillium erectum* Bainier.
e. souche de *Penicillium velutinum* v. Beyma présentant les caractères du *Citromyces musae* Bain. et Sart.
f. *Nigrospora sphaerica* (Sacc.) Mason, sur banane (à gauche) et sur maltea gélosée (à droite).

y ait lieu de maintenir une différence d'ordre spécifique entre ces deux organismes. Le *N. Musae* n'est qu'une forme, peut-être un peu plus virulente, du *N. sphaerica* et endémique de l'Australie.

3. — *Penicillium erectum* Bainier.

Il forme en culture des colonies vert-terne, assez foncé (n° 308-309-403 du Code Universel des Couleurs de Seguy), devenant grisâtre sur les très vieilles cultures, avec un revers jaune pâle sale; il ne colore pas le milieu de culture. Sur milieu de Czapeck gélosé, les cultures funiculeuses, non zonées, sont entourées d'une marge blanche très étroite et marquent une forte tendance au pléomorphisme. Sur milieu gélosé à 2 % de maltea Moser, les colonies sont nettement zonées, mais les lignes concentriques sont très souvent interrompues par de petits massifs touffus isolés. Sur son substrat naturel (matériel d'isolement), la fructification se fait essentiellement sous cette forme de petits massifs épars et isolés les uns des autres; ces massifs vert-clair grisâtre mesuraient 2 à 3 mm de diamètre. Manifestement, cette espèce rappelle les *Aspergillus*, tant par son aspect et son port que par son conidiophore épais (fig. 1-d).

Les conidiophores sont très longs, 911 (700-1.250) μ x 5,7 (4-8) μ, à cloisons espacées. Larges, ils peuvent être simples et rectilignes ou ramifiés (ramifications longues de 320 à 350 μ), se terminant par des pinceaux symétriques, à trois verticilles de ramifications :

— Branches de 8-16 μ x 2,5-4 μ, formant le premier verticille, dans lequel aucune branche ne peut être considérée comme formant le prolongement du conidiophore.

— Metulas de 6-11 μ x 2-4 μ, en bouquets à l'extrémité de chaque branche.

— Phialides de 5-10 μ x 2-3 μ, ventrues et amincies au sommet, mais jamais lancéolées.

	Milieu de Czapeck	Milieu à 2 % de Maltea
BRANCHES :		
Longueur	13,23 μ ± 0,044	13,15 μ ± 0,093
Largeur	3,82 μ ± 0,032	3,76 μ ± 0,023
METULAS :		
Longueur	9,55 μ ± 0,028	9,39 μ ± 0,024
Largeur	3,31 μ ± 0,023	3,02 μ ± 0,028
PHIALIDES :		
Longueur	9,92 μ ± 0,076	8,90 μ ± 0,022
Largeur	2,75 μ ± 0,035	2,37 μ ± 0,011

Les spores, faiblement ponctuées, subsphériques ou légèrement ellipsoïdes, mesurent 2,63 ± 0,068 µ x 2,33 ± 0,090 µ lorsqu'elles sont encore en chaînes sur les phialides et atteignent 3,18 ± 0,065 µ x 2,94 ± 0,079 µ chez les vieilles spores détachées. Habitat : sur pédoncules de bananes prélevées dans une mûrisserie des Halles de Paris (fruits originaires de Guadeloupe).

Cette espèce, aux pinceaux triverticillés et symétriques est, par ses caractères culturaux, à rapprocher de la série des *Brevi-compactae*. Les dimensions des spores, phialides et metulas sont du même ordre de grandeur que celles du *P. stoloniferum* Thom, dont notre espèce diffère, outre son type de fructification, par le conidiophore et par les branches plus courtes. Elle correspond au *P. erectum* de Bainier (1907), dont un des pinceaux dessinés (l-c., pl. III, fig. 15), triverticillé, représente exactement le type de fructification de notre Champignon.

Aussi, plutôt que de l'ériger en une nouvelle espèce, nous préférons l'inclure dans le *P. erectum* Bain. Il faut alors distinguer ce dernier et le séparer du *P. stoloniferum* Thom : il s'en distingue par son conidiophore très large (5,6 µ pour l'échantillon de Bainier, 5,7 µ pour le nôtre; alors que cette largeur n'est que de 3 à 3,5 µ chez *P. stoloniferum*); en outre, ce conidiophore est très long (700-1.250 µ) et peut émettre des ramifications latérales plus courtes (350 µ). Enfin, les pinceaux sont souvent (Bainier) ou jours triverticillés.

Bainier ayant publié son espèce sans l'accompagner d'une diagnose, nous l'établissons ainsi, compte tenu des quelques modifications que nous avons apportées à la description de son espèce :

Penicillium erectum Bainier : *Coloniis late crescentibus, sordido vel griseo-virescentibus, funiculosis, spissis, aggregatis (sicut in Aspergillii coloniis). Conidiophoris longissimis latisque, plerumque* 800-1 000 µ/5,6-5,7 µ, *leniter ramosis, triverticillatis : ramis* 8-16 µ/2,5-4 µ, *metulis* 6-11 µ/2-4 µ, *phialidis* 5-10 µ/2-3 µ; *conidiis catenulatis, leviter echinulatis aut paene levibus, sub-ellipsoideis,* 3,18 ± 0,065 µ/2,94 ± 0,079 µ.

Hab. in pedunculis fructibusque Musae, in cellis Lutetiae mercimonii maturantibus.

4. — *Penicillium velutinum* van Beyma

Nous avons groupé sous cette appellation toute une série d'isolements : certains échantillons pouvaient être rattachés au *Penicillium spinulosum* Thom, d'autres au *P. velutinum*. Entre ces deux types, nous avons trouvé un grand nombre de formes intermédiaires dont certaines ressemblaient de très près à la description du *Citromyces musae* de Bainier et Sartory (1913).

Au sujet du *P. velutinum*, Thom et Raper (1949) écrivent (p. 251) : « This species is strongly suggestive of *Penicillium spinulosum* Thom, and may represent only a variant form in which the penicilli are usually branched... ». Nous n'avons donc pas jugé utile de scinder

ce groupe en deux, d'autant que la présence de formes intermédiaires aurait rendu cette opération fort délicate. Comme la majorité des échantillons se rapprochait du *P. velutinum*, c'est sous ce nom que nous avons déterminé tous les représentants de la série, sans pour cela vouloir affirmer que l'une des deux espèces soit la forme typique et l'autre le variant. Si l'on admet que certains de nos échantillons (fig. 1-e) soient effectivement le *Citromyces musae*, cette espèce dont la position exacte n'a pu être reconnue (cf. Thom et Raper, l-c, p. 249), devrait être rattachée au *P. velutinum* ou au *P. spinulosum*, et non à rapprocher des *P. cyaneum* (B. et S.) Biourge, *P. waksmanii* Zaleski ou *P. charlesii* Smith, comme le suggèrent Thom et Raper.

5. — *Peyronellaea glomerata* (Cda.) Goidanich ex Togliani

Rare sur bananes, il forme sur milieu gélosé des cultures duveteuses, roses, devenant rapidement grises et granuleuses dès que les pycnides apparaissent. La production massive des chlamydospores suit de peu et la culture noircit intensément.

Sur une culture fraîche, les chlamydospores sont formées en très longues chaînes (fig. 2-f), ce qui procure à la colonie son allure veloutée et noire foncée. A mesure que la souche vieillit, les chaînes se raccourcissent, se réduisent à 2 ou 3 éléments intercalaires, rarement terminaux; puis cette tendance s'accroit, et chez les vieilles cultures, on ne trouve que quelques rares chlamydospores isolées dans un mycélium brun. Macroscopiquement, à mesure que la proportion d'éléments mycéliens indifférenciés s'accroit par rapport aux chlamydospores, les cultures deviennent plus épaisses, cotonneuses. Parmi les diverses souches entretenues à la Mycothèque du Laboratoire de Cryptogamie du Muséum et que nous avons étudiées à titre de comparaison, les souches 1561 (*P. glomerata*) et 1567 (*P. stipae*) produisaient encore des longues chaînes. Le *Peyronellaea stipae* de Lacoste (1957) n'est qu'un *P. glomerata* juvénile, produisant de longues chaînes de chlamydospores. Beaucoup plus dégradées étaient les souches 1565 (*P. hominis*) et 1563 (*P. conidiogena*). En fait, toutes ces souches représentent le *P. glomerata* à des stades variés. Par contre, les souches 1552 (*P. nicotiae*), à chlamydospores terminales, et non intercalaires, et 1521 (*P. fumaginoides*), ne possédant pas de vraies chaînes de spores, mais plutôt des chlamydospores isolées mises bout-à-bout (chacune étant séparée de la suivante par un ou quelques articles de mycélium), semblent pouvoir constituer deux espèces distinctes. Mais elles montrent la même évolution en culture (au moins le *P. fumaginoides*), aussi la distinction s'atténue-t-elle avec l'âge, et devient-elle très difficile ou impossible sur les vieilles cultures qui ne produisent que quelques rares chlamydospores.

Les pycnides, globuleuses, brunes et membraneuses, sont très volumineuses sur les isolements frais : 136,88 $\mu \pm 15,66$ (85 à 220 μ), puis

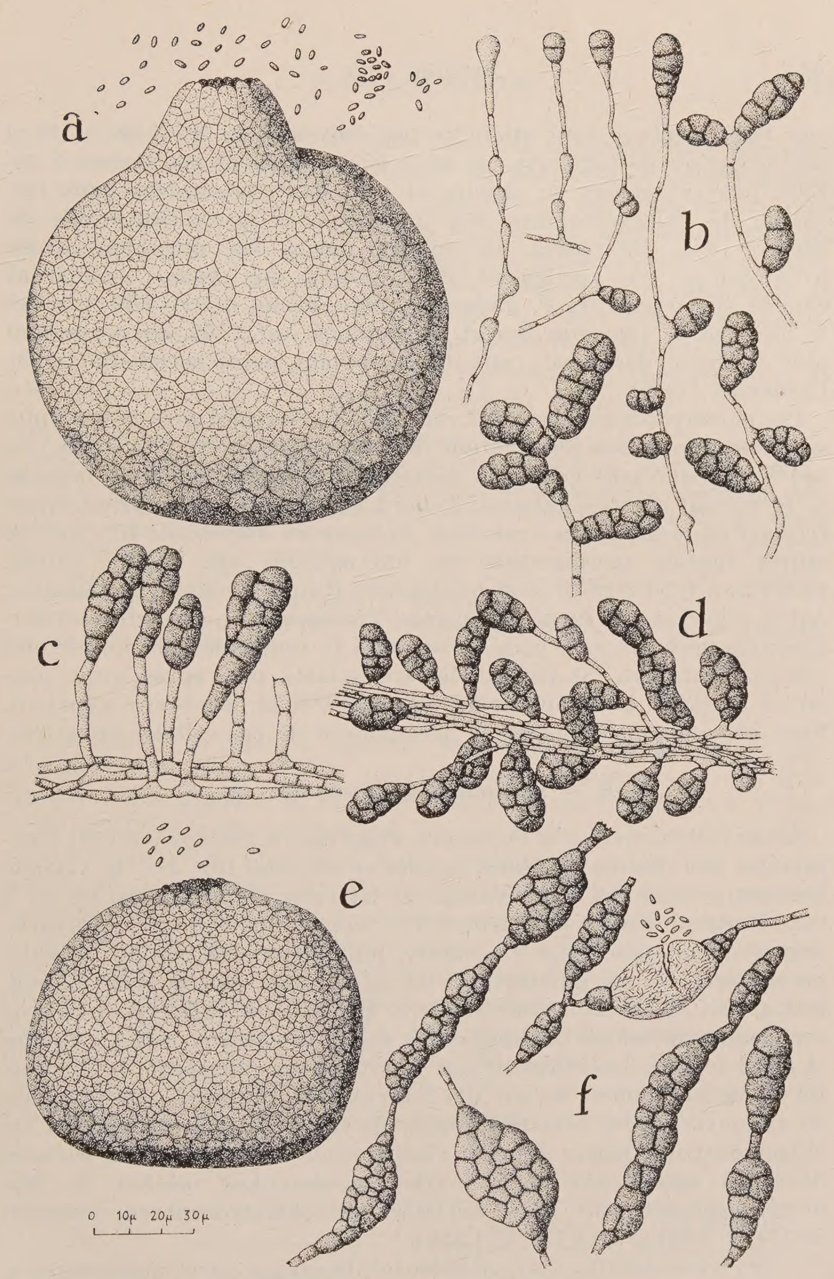


FIG. 2. — *Peyronellaea musae* nov. sp.
a. pycnide et pycnospores;
b. formation des chlamydospores;
c. chlamydospores sur pédoncule de banane;
d. chlamydospores sur maltea gélosée.
Peyronellaea glomerata (Cda.) Goïd. ex Togl.
e. pycnide et pycnospores;
f. chlamydospores et petite pycnide intercalaire.

leur taille diminue pour atteindre une moyenne de 107 μ (60 à 150 μ) sur décoction de betterave, de 60 à 65 μ seulement sur maltea 2 %. Elles peuvent encore se réduire et sont alors intercalées dans une chaîne de chlamydospores (fig. 2-f). Il nous a été impossible de dégager des différences en culture parmi les pycnides et les pycnospores, non seulement des espèces que nous considérons comme synonymes du *P. glomerata,* mais même entre celle-ci et les *P. nicotiae, P. fumaginoides* et *P. prunicola* (n° 1566, ne produisant plus de chlamydospores), cette dernière étant maintenue distincte par Luedeman (1960).

Les chlamydospores germent rapidement, émettant directement plusieurs filaments. La germination des pycnospores est plus lente : la spore se gonfle puis émet une cellule globuleuse, à partir de laquelle se formeront d'autres cellules, d'abord globuleuses, puis cylindriques, formant alors un hyphe vrai. Si la pycnospore dispose de très peu de milieu liquide (germination en microgoutte) elle gonfle, atteint 14,8/12,5 μ (12-19/10-15 μ) et bourgeonne d'autres cellules globuleuses, qui se séparent à la façon de levures. Transplantées, ces cellules bourgeonnées germent mal, mais lorsqu'elles le font, elles produisent des cultures normales. Si l'on ne les transplante pas, après avoir augmenté de taille, le cytoplasme se contracte et la membrane s'épaissit. Nous n'avons jamais obtenu la germination de ces cellules enkystées.

6. — *Peyronellaea musae* nov. sp.

Le mycélium, hyalin et cloisonné, s'aggrège en mèches pouvant comprendre une dizaine d'hyphes accolés et emmêlés (fig. 2-c, d). Chaque filament produit des chlamydospores latérales (fig. 2-b), sessiles ou à l'extrémité de courts pédoncules. Les jeunes chlamydospores grossissent et commencent à se cloisonner, puis l'ensemble, hyphes et chlamydospores, brunit, pendant que les membranes s'épaississent. La culture prend alors une teinte noirâtre. En fait, les chlamydospores ne sont jamais d'emblée latérales, mais soit intercalaires, soit terminales et alors rejetées latéralement par la croissance ultérieure de l'hyphe. En fin de croissance, ou sur des milieux très appauvris, les ébauches de chlamydospores sont très rapprochées les unes des autres, et les chlamydospores mûres donnent l'impression d'être emboîtées les unes dans les autres par leurs parties basales. Les mèches de filaments aggrégés sont ainsi hérissées de chlamydospores mesurant 25,774 ± 2,161 μ x 14,772 ± 1,818 μ.

Les pycnides (fig. 2-a), globuleuses, brunes, à paroi membraneuse, mesurent le plus souvent de 75 à 100 μ de diamètre, avec un col assez prononcé (10 à 25 μ), mais qui n'est pas toujours présent. Elles contiennent de nombreuses pycnospores elliptiques, de 4,704 ± 0,120 μ x 2,842 ± 0,058 μ.

Les proportions de spores et de pycnides obtenues sont les mêmes

pour un semis monospore effectué avec une chlamydospore que pour un autre réalisé avec une pycnospore. On peut obtenir de très grosses pycnides (141,25 (125-200) μ) en confrontant des cultures : la zone de confrontation, large de quelques millimètres, ne contient que des filaments hyalins, sans éléments bruns. Au centre de cette zone claire, la ligne de contact est marquée par une formation très abondante de chlamydospores et de grosses pycnides. Il s'agit d'un effet d'anastomose entre deux cultures et non d'un hétérothallisme rudimentaire : toutes les confrontations montrent ce phénomène, y compris celles de deux cultures issues d'un même ensemençat monospore.

Peyronellaea musae nov. sp. : *Mycelio septato, primum hyalino dein brunneo, in cirris aggregato; chlamydosporis brunneis,* 25,774 ± 2,161 μ/14,772 ± 1,818 μ, *transversaliter longitudinaliterque septatis, a mycelio productis, vel apicaliter, dein a hyphae incremento lateraliter dejectis, vel intercalariter, dein lateraliter crescentibus; pycnidiis brunneis, globosis, plerumque* 75-100 μ, *sed usque ad* 200 μ *diam., distincte ostiolatis, interdum prominente papillatis; pycnioconidiis numerosis, hyalinis vel aliquando subflavis, ellipsoideis,* 4,704 ± 0,120 μ/2,842 ± 0,058 μ.

Hab. in caulibus, pedunculis, fructibusque Musae, in cellis Lutetiae mercimonii maturantibus.

7. — *Phomopsis musae* nov. sp.

Cette espèce a déjà été signalée, sans désignation spécifique, par Wardlaw et Mc Guire (1930), qui l'ont isolée de hampes où elle était associée à des attaques de *Thielaviopsis paradoxa* (de Seyn.) v. Höhn. et *Botryodiplodia theobromae* Pat. L'ayant isolée à plusieurs reprises, nous n'avons jamais observé sa forme parfaite. En culture sur milieux gélosés, elle pousse assez rapidement (316,9 à 338,5 μ/h), en formant un mycélium blanc producteur de stromas conidifères noirâtres, coriaces, de formes variables, qui renferment des pycnides aux contours souvent mouvementés. Les conidies émises sont d'abord des stylospores filiformes, flexueuses et souvent recourbées en faux, mesurant 20,67 ± 0,389 μ x 0,96 ± 0,086 μ; les pycnospores, formées plus tardivement, sont elliptiques, hyalines, de 7,53 ± 0,141 μ x 1,97 ± 0,088 μ. Cette espèce est manifestement celle isolée à plusieurs reprises par Wardlaw (1935), qui en donne les dimensions suivantes :

	Longueur des stylospores	*Pycnospores*	
		Longueur	*Largeur*
(1)	16-20 μ	6-9 μ	2 μ
(2)	16-21 μ	7-9 μ	2 μ (1,5-2,5)
(3)	18-24 μ	4,5-7 μ	2 μ (1,5-2,5)

Comme cette espèce est fréquente sur hampes et pédoncules, nous la décrirons sous le nom de *Phomopsis musae*, jusqu'à ce que l'on par-

vienne à l'identifier avec une autre espèce ou que l'on trouve sa forme ascosporée.

Phomopsis musae nov. sp. : *Mycelio hyalino, septato; stromatibus irregularibus, nigricantibus, superficialiter coriaceis; pycnidiis in stromatibus immersis; pycnidiosporiis numerosis, hyalinis, ellipticis,* 5-9 μ/1,5-2,5 μ; *stylosporiis filiformibus, flexuosis vel in falcibus curvatis,* 17-23 μ/1 μ.
Hab. in caulibus, fructuum pedunculisque Musae, in cellis Lutetiae mercimonii maturantibus.

8. — *Rhizopus echinatus* v. Tieghem

Sur une banane, nous avons pu trouver un bouquet de sporanges d'un *Rhizopus* à spores rondes et échinulées, correspondant au *Rhizopus echinatus* décrit par van Tieghem (1878). N'ayant pu en trouver davantage, il nous a malheureusement été impossible d'isoler ce Champignon. Comme ces quelques sporanges étaient au milieu d'un épais buisson de *Rhizopus nigricans* Ehrenb., il est possible qu'il ne s'agisse là que d'une mutation de ce dernier.

9. — *Sporotrichum navale* nov. sp.

Cette espèce n'a été isolée qu'une seule fois, lors de prises d'air effectuées dans les cales d'un navire-bananier neuf. Il s'agit certainement d'une impureté, étrangère aux flores des bananes. En culture sur milieu gélosé, il pousse lentement et forme des colonies restreintes, ne dépassant jamais 2 cm de diamètre, même après 6 mois. Les colonies sont veloutées, poudreuses, brun-chocolat. Le mycélium, hyalin ou jaune pâle rosâtre, se désarticule en arthrospores d'abord cubiques, puis en tonnelets; elles sont finalement globuleuses, de 2,72 ± 0,056 μ de diamètre, jaune-rosâtre. Les spores, très nombreuses en surface, donnent un aspect poudreux à la colonie, alors que le mycélium, très serré et imbriqué, lui procure une consistance crustacée. Cette espèce se rapproche de l'*Oospora vinosella* Sacc. (Syll. IV, p. 20, 1886), décrit sur carpophores pourris de *Caloporus pes-caprae;* mais elle en diffère par la couleur et l'habitat. Cette dernière espèce n'étant connue que par un diagnose sommaire et un dessin très schématique (F. ital., t. 874), il nous a été impossible de l'identifier avec notre échantillon. Nous établissons donc la diagnose suivante :

Sporotrichum navale nov. sp. : *Coloniis velutinis, brunneis, leviter crescentibus; hyphis septatis, roseo vel luteo-hyalinis; arthrosporiis numerosis, roseo-lutescentibus, quadratis vel truncatis, dein rotundis, a mycelio fracto productis,* 2,72 μ *diam.*
Hab. in novi navis cellis, in qua Musae fructus transnavigantur.

Les cultures des nouvelles espèces décrites ont été déposées à la Mycothèque du Laboratoire de Cryptogamie du Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris.

BIBLIOGRAPHIE

Bainier G. — Mycothèque de l'Ecole de Pharmacie. IX. Sur dix espèces nouvelles de *Penicillium* et sur le genre *Graphiopsis. Bull. Soc. Myc. Fr.*, t. XXIII, p. 9-22, 1907.

Bainier G. et Sartory A. — Nouvelles recherches sur les *Citromyces*. Etude de six *Citromyces* nouveaux. *Bull. Soc. Myc. Fr.*, t. XXIX, p. 137-161, 1913.

Gueguen F. — *Gliomastix* (*Torula*) *chartarum*, n. gen., n. sp.; contribution à l'étude de la formation endogène des conidies. *Bull. Soc. Myc. Fr.*, t. XXI, p. 230-242, 1905.

Lacoste L. — Champignons parasites et saprophytes de l'Alfa (*Stipa tenacissima* L.) *Rev. de Mycol.*, t. XXII, Supp. col. n° 1, p. 6-18, 1957.

Luedeman G.-M. — The dictyochlamydospores of *Peyronellaea glomerata* (Cda.) Goïd. ex Togl. contrasted with the dictyoporospore of *Alternaria tenuis* auct. *Mycologia*, sous presse, 1960.

Mason E.-W. — Annotated account of Fungi received at the Imperial Mycological Institute. List II. Fasc. 3, special part. *Mycol. Papers*, n° 5, p. 117-120, 1941.

Raper K.-B. et Thom C. — A manual of the *Penicillia. Londres. Baillière et co.*, 875 p., 1949.

Rigollot C. — Observations morphologiques, cytologiques et biologiques sur le genre *Peyronellaea. Dipl. Et. Sup., Fac. Sci. Paris*, 39 p., 1959.

Van Tieghem P. — Troisième mémoire sur les Mucorinées. *Paris, Masson*, 87 p., 1878.

Wardlaw C.-W. — Diseases of the Banana and of the Manila Hemp Plant. *Londres, Mc Millan et co*, 615 p., 1935.

Wardlaw C.-W. et Mac Guire L.-P. — The behaviour and diseases of the Banana in storage and transport. *Trop. Agricult.*, t. VII, p. 181-189, 1930.

(*Laboratoire de Cryptogamie, Muséum national d'Histoire Naturelle*, Paris.)

Les flores de dégradation des bananes

Par Patrick JOLY

■

Résumé

Deux complexes infectieux interviennent successivement dans les pourritures des bananes : le complexe primitif, endémique des plantations, et la flore normale de dégradation, endémique des locaux bananiers. Les espèces constituant ces deux flores sont des parasites de faiblesse ou des saprophytes : elles s'installent sur des régimes physiologiquement déficients ou blessés; elles diffèrent moins par leur virulence que par leur vitesse de croissance : les plus rapides jouent le rôle de parasites primaires, les plus lentes celui de parasites secondaires.

De nombreux Champignons, associés à des Actinomycètes et à des Bactéries, interviennent dans les pourritures de hampes ou des fruits. Les rôles exacts des diverses espèces sont encore imparfaitement connus; aussi convient-il, pour envisager des traitements efficaces, d'analyser le complexe floristique et de déterminer le rôle parasitaire de chacun de ses constituants. On peut, en première approximation, distinguer deux types d'affections :

Une pourriture banale des fruits, faisant intervenir un grand nombre d'espèces, pour la plupart saprophytes. Elles constituent ce que nous appellerons la « flore normale de dégradation des fruits », dominée par le *Colletotrichum musae* (B. et C.) v. Arx.

Le second type réunit des maladies diverses, dont chacune est caractérisée par la présence d'un parasite, réputé responsable de l'affection : c'est le cas de la pourriture de la hampe, à *Thielaviopsis paradoxa-musarum* Mitchell, ou bien celui des pourritures de fruits à *Botryodiplodia theobromae* Pat., à *Nigrospora sphaerica* (Sacc.) Mason, etc. Nous grouperons toutes ces affections sous le nom de « pourritures spéciales ».

La flore normale de dégradation des fruits

C'est le type de pourriture le plus banal, correspondant aux attaques de *Colletotrichum musae,* accompagné de son cortège habituel : *Asper-*

TABLEAU I. — FLORE NORMALE DE DÉGRADATION DES FRUITS

(fréquences moyennes d'isolement des parasites dans les bananes malades)

	ENVELOPPE DU FRUIT	PULPE DU FRUIT		
		ZONE EXTERNE	ZONE PROFONDE	CENTRE DU FRUIT
Acremoniella atra Sacc.	+	—	—	—
Alternaria tenuissima (Fr.) Wiltsh.	+	—	—	—
Aspergillus oryzae (Ahl.) Cohn	0,6 %	—	—	—
Cladosporium cladosporioides (Fres.) de Vr.	0,9 %	—	—	—
Colletotrichum musae (Berk. et Curt.) v. Arx	67,5 %	79,2 %	70,3 %	38,8 %
Fusarium moniliforme Sheldon	+	—	—	—
Fusarium sambucinum Fuck.	+	—	—	—
Fusarium semi-tectum Berk. et Rav.	21,5 %	26,9 %	22,0 %	—
Geotrichum candidum Link	+	—	—	—
Mucor hiemalis Wehmer	+	—	—	—
Mucor mucedo auct.	+	—	—	—
Mucor racemosus Fresenius	+	—	—	—
Papularia sphaerosperma (Pers.) v. Höhn.	+	—	—	—
Penicillium chrysogenum Thom.	3,0 %	—	—	—
Penicillium expansum Link	47,8 %	16,2 %	3,8 %	—
Penicillium frequentans Westling	+	—	—	—

TABLEAU I (suite)

	ENVELOPPE DU FRUIT	PULPE DU FRUIT		
		ZONE EXTERNE	ZONE PROFONDE	CENTRE DU FRUIT
Penicillium funiculosum Thom	0,4 %	—	—	—
Penicillium thomii Maire	+	—	—	—
Penicillium velutinum v. Beyma	0,3 %	—	—	—
Peyronellaea musae Joly	+	—	—	—
Poecilomyces varioti Bainier	+	—	—	—
Rhacodium cellare Pers. (1)	+	—	—	—
Rhizopus nigricans Ehrenb.	31,8 %	1,2 %	—	—
Stachylidium theobromae Turc.	+	—	—	—
Thielaviopsis paradoxa (de Seyn.) v. Höhn.	+	—	—	—
Verticillium candelabrum Bon.	+	+	—	—
Verticillium albo-atrum Reinke et Berth.	+	—	—	—
Mycélium stérile blanc	—	+	+	+
Actinomycètes blanc-rosâtre	+	+	—	—
Bactéries à colonies jaunes	29,2 %	62,0 %	36,8 %	24,2 %
Bactéries à colonies blanches	2,5 %	7,9 %	31,2 %	36,3 %

(1) Existe abondamment sur les murs d'une cave-mûrisserie des Halles; ramassé lors des manipulations des régimes, il se développe très bien sur bananes.

TABLEAU II. — DÉVELOPPEMENT DE LA FLORE NORMALE DE DÉGRADATION
(fréquences d'isolement à divers stades de la maladie)

	ENVELOPPE DU FRUIT	PULPE DU FRUIT		
		ZONE EXTERNE	ZONE PROFONDE	CENTRE DU FRUIT
STADE 1.				
Aspergillus oryzae	+	—	—	—
Cladosporium cladosporioides	+	—	—	—
Colletotrichum musae	82 %	83 %	75 %	45 %
Fusarium semi-tectum	9 %	+	+	—
Penicillium expansum	27 %	11 %	+	—
Penicillium divers	+	—	—	—
Rhizopus nigricans	9 %	+	—	—
Verticillium albo-atrum	+	—	—	—
Bactéries à colonies jaunes	54 %	48 %	56 %	50 %
Bactéries à colonies blanches	—	—	20 %	17 %
STADE 2.				
Aspergillus oryzae	+	—	—	—
Cladosporium cladosporioides	+	—	—	—
Colletotrichum musae	87 %	99 %	99 %	65 %
Fusarium semi-tectum	15 %	+	+	—

TABLEAU II (suite)

	ENVELOPPE DU FRUIT	PULPE DU FRUIT		
		ZONE EXTERNE	ZONE PROFONDE	CENTRE DU FRUIT
Penicillium expansum	71 %	6 %	—	—
Penicillium divers	2 %	—	—	—
Rhizopus nigricans	14 %	+	—	—
Verticillium albo-atrum	+	—	—	—
Bactéries à colonies blanches	—	14 %	71 %	33 %
Bactéries à colonies jaunes	43 %	52 %	50 %	45 %
STADE 3.				
Aspergillus oryzae	+	—	—	—
Cladosporium cladosporioides	+	—	—	—
Colletotrichum musae	75 %	99 %	99 %	78 %
Fusarium semi-tectum	31 %	+	+	—
Penicillium expansum	47 %	8 %	—	—
Penicillium divers	7 %	+	—	—
Rhizopus nigricans	17 %	+	—	—
Verticillium albo-atrum	2 %	—	—	—
Bactéries à colonies blanches	—	33 %	75 %	46 %
Bactéries à colonies jaunes	50 %	43 %	27 %	13 %

TABLEAU III. — POLLUTION DE L'ATMOSPHÈRE DES MURISSERIES

	Halles de Paris					Banlieue	
	1	2	3	4	5	6	7
Aspergillus clavatus Desmaz.	—	—	1	—	—	—	—
Aspergillus oryzae (Ahl.) Cohn	10	7	5	9	8	9	3
Cladosporium cladosporioides (Fres.) de Vries	7	2	2	35	7	6	29
Colletotrichum musae (Berk. et Curt.) v. Arx	+	—	+	+	+	—	+
Fusarium semi-tectum Berk. et Rav.	—	+	—	+	—	1	+
Mucor hiemalis Wehmer	—	+	—	—	—	—	—
Mucor plumbeus Bonorden	—	—	—	—	—	+	+
Mucor racemosus Fresenius	—	—	—	—	—	—	+
Papularia sphaerosperma (Pers.) v. Höhnel	—	—	—	—	2	—	—
Penicillium brevi-compactum Dierckx	+	—	—	—	—	—	—
Penicillium chrysogenum Thom	12	11	10	23	17	21	32
Penicillium digitatum Sacc. (1)	16	—	—	—	—	—	—
Penicillium expansum Link	63	78	59	142	53	66	119
Penicillum funiculosum Thom	—	—	—	+	—	+	—

TABLEAU III (suite)

	HALLES DE PARIS					BANLIEUE	
	1	2	3	4	5	6	7
Penicillium thomii Maire	—	—	+	—	—	—	—
Penicillium variabile Sopp	6	2	5	11	4	1	5
Penicillium velutinum v. Beyma	—	1	+	+	+	—	+
Peyronellaea musae Joly	—	—	—	—	+	—	—
Poecilomyces varioti Bainier	—	—	+	—	—	—	—
Rhizopus nigricans Ehrenb.	4	3	5	7	4	3	6
Scopulariopsis stercoraria (Link) Hughes (1)	—	—	—	—	—	+	—
Thielaviopsis paradoxa (de Seyn.) v. Höhn.	+	+	—	+	—	—	+
Torulopsis sp.	—	—	—	—	—	+	—
Verticillium albo-atrum Reinke et Berth.	—	—	—	—	—	+	—
Actinomycète blanc-rosâtre	—	—	—	+	—	—	—
Bactéries à colonies blanches	—	+	—	—	+	—	—
Bactéries à colonies jaunes	+	—	—	+	+	—	+

(1) *Penicillium digitatum* et *Scopulariopsis stercoraria* sont ici des accidents, provenant d'entreposages récents d'Agrumes d'une part, de Champignons de couche d'autre part.

TABLEAU IV. — POLLUTION DE L'ATMOSPHÈRE DES NAVIRES BANANIERS.

	NAVIRE N° 1		NAVIRE N° 2		NAVIRE N° 3	
	cale 1 entrepont 2	cale 3 entrepont 2	cale avant	cale arrière	faux pont inf. 1	fond de cale
Alternaria tenuissima (Fr.) Wiltsh.	—	—	—	—	+	—
Aspergillus ochraceus Wilhelm	—	—	—	—	+	—
Aspergillus oryzae (Ahl.) Cohn	12	9	4	3	5	9
Cladosporium cladosporioides (F.) de Vr.	2	5	3	1	4	8
Colletotrichum musae (B. et C.) v. Arx	+	+	—	+	+	1
Penicillium chrysogenum Thom	3	1	—	—	3	1
Penicillium expansum Link	41	37	22	19	29	33
Penicillium luteum Zukal	—	—	—	—	+	1
Penicillium variabile Sopp	+	—	—	—	+	+
Penicillium velutinum v. Beyma	2	1	+	1	+	+
Rhizopus nigricans Ehrenb.	1	2	+	1	1	1
Sporotrichum navale Joly	—	—	7	11	—	—
Stachylidium theobromae Turc.	—	—	—	—	+	—
Stemphylium botryosum Wallr.	—	—	—	—	+	1
Syncephalastrum racemosum (Cohn) Schr.	—	—	—	—	+	—
Actinomycètes blanc-rosâtre	—	—	—	—	—	+
Bactéries à colonies blanches	+	+	+	+	+	1
Bactéries à colonies jaunes	—	—	—	—	+	+
Bactéries à colonies jaunes cérébroïdes	—	—	—	—	+	—

gillus oryzae, Cladosporium cladosporioides, Fusarium semi-tectum, Penicillium chrysogenum, Penicillium expansum, Rhizopus nigricans et *Verticillium albo-atrum*. Les autres espèces (tableau I) sont moins fréquentes dans les isolements. Toujours présentes dans ces attaques, les Bactéries y jouent un rôle important.

Comme les espèces qui l'accompagnent, le *Colletotrichum* possède un pouvoir pathogène faible; c'est essentiellement un parasite des fruits meurtris, blessés ou affaiblis. Sur les rangées externes de chaque main, ses attaques sont localisées, dans 72 % des cas, sur le dos des bananes, dans la moitié distale; c'est-à-dire sur la partie externe du régime, exposée aux chocs et aux tassements. Sur les rangées internes, on trouve fréquemment des taches aux zones de contact et de frottement des fruits les uns contre les autres.

Les vitesses de croissance, évaluées en tube à croissance continue (P. Joly, 1961), sont modérées chez les parasites de ce groupe : *Colletotrichum musae :* 292,6 μ/h, *Fusarium semi-tectum :* 226,0 μ/h, *F. moniliforme :* 242,1 μ/h. Les Champignons s'installent toujours à la surface des fruits, le plus souvent à la faveur de meurtrissures. Ils gagnent ensuite vers l'intérieur (tableau II). Les fréquences d'isolements des diverses espèces à des stades successifs montrent bien la pénétration des parasites. Nous y avons réparti les fruits suivant trois stades, correspondant à des attaques de plus en plus graves :

— Stade 1 : surface des taches plane; peau durcie et noire, recouverte d'une légère efflorescence rosâtre, reposant sur une zone nécrosée, de consistance liégeuse et de faible épaisseur (0,2 à 0,5 mm); sous cette zone, la chair peut être normale d'aspect et de consistance, mais elle est souvent déjà molle et jaune.

— Stade 2 : la surface des taches, noire et recouverte d'une efflorescence de *Colletotrichum* beaucoup plus dense qu'au stade précédent, commence à s'enfoncer dans le fruit et est déjà légèrement déprimée. La zone liégeuse atteint 2 mm d'épaisseur; sous cette zone, la chair est molle, jaune ou ambrée. Au niveau des taches les plus larges, la chair est décomposée jusqu'au cœur du fruit. Parfois, la peau desséchée se fend longitudinalement et laisse apparaître la zone liégeuse, qui peut se crevasser en surface, mais n'est jamais complètement fendue.

— Stade 3 : taches très déprimées, enfoncées dans le fruit. Le *Colletotrichum musae* fructifie abondamment, et on observe de nombreuses efflorescences de *Fusarium semi-tectum, Penicillium* spp., *Geotrichum candidum*, Mucorinées diverses, etc... La zone liégeuse, épaisse (2 à 5 mm) peut atteindre le cœur du fruit. Toute la pulpe est molle et ambrée ou brunâtre. La peau peut disparaître sur la tache, laissant la zone liégeuse à nu.

La flore normale de dégradation des fruits est étroitement liée à celle des locaux bananiers. La presque totalité des espèces incrimi-

nées figure à la fois dans le tableau I, dans les flores des mûrisseries (tableau III) et des cales de navires (tableau IV). On peut mettre ces flores en évidence en appréciant la pollution de l'atmosphère de ces locaux selon la méthode de Cl. Moreau (1953); les chiffres indiquent ici le nombre moyen de colonies de chaque espèce, par boîte de Petri; le signe + indique la présence du Champignon, mais en faible quantité.

La flore banale des locaux est qualitativement la même dans l'air des cales des navires-bananiers et dans celui des mûrisseries. La différence n'est que d'ordre quantitatif : la température basse des cales ralentit le développement et la production des spores, entraînant une pollution moindre. Il existe pour chaque type de local un taux normal de pollution, qui se maintient sensiblement constant tant que l'on ne désinfecte pas. Chaque entrée de bananes apporte son lot de spores, et ce taux est rapidement atteint : le navire n° 2, navire neuf qui effectuait son quatrième transport, possède déjà une pollution voisine des deux autres. Il en est de même dans les mûrisseries où, après une désinfection par badigeonnage, la pollution de l'air retrouve sa valeur initiale en moins de 2 mois.

La flore normale de dégradation des fruits, endémique des locaux bananiers, se développe à partir de meurtrissures ou sur des fruits affaiblis et sénescents. Elle se développera également sur les fruits ou les hampes atteints d'une « pourriture spéciale ».

Flores des pourritures spéciales

Le type d'attaque le plus spectaculaire est sans aucun doute la pourriture de la hampe, dominée par la présence du *Thielaviopsis paradoxa-musarum* Mitch., que nous avons déjà décrit (1961). Il est accompagné d'une flore complexe, comprenant par ordre de fréquence : des Bactéries, *Stachylidium theobromae* Turc., *Cladosporium cladosporioides* (Fres.) de Vr., *Fusarium semi-tectum* B. et R., *Colletotrichum musae* (forme 1 de Ashby), *Botryodiplodia theobromae* Pat., *Acremoniella atra* Sacc., *Verticillium albo-atrum* R. et B., *Penicillium expansum* Link, des Actinomycètes divers, *Rhizopus nigricans* Ehrenb., *Colletotrichum musae* (forme II de Ashby), *Aspergillus oryzae* (Ahl.) Cohn, *Pœcilomyces varioti* Bain., *Melanospora zamiae* Corda, *Mucor* spp. (*M. hiemalis, M. mucedo,...*), *Penicillium chrysogenum* et divers *Penicillium*, *Verticillium lateritium* (Ehr.) Rabenh., *Nigrospora sphaerica* (Sacc.) Mason, *Fusarium moniliforme* Sheldon, *Phomopsis musae* Joly, *Cephalosporium acremonium* Corda, *Pestalozzia leprogena* Speg., etc...

Sur les pédoncules des fruits, la flore est sensiblement la même : le *Stachylidium theobromae* est moins fréquent, mais on y trouve en plus grande abondance le *Verticillium albo-atrum*, le *Nigrospora sphaerica*,

les *Penicillium* saprophytes, etc..., et nous y avons isolé en plus le *Piricularia grisea* (Cke.) Sacc.

Il est à noter que si le *Botryodiplodia theobromae* intervient à un degré moindre que le *Thielaviopsis* dans la dégradation des tissus de la hampe, son rôle n'est pas pour autant à négliger. Il arrive de trouver des pourritures de hampe qui ne fournissent que le *Botryodiplodia* dans les isolements. Parmi toutes ces espèces, enfin, beaucoup appartiennent à la flore normale de dégradation et sont d'installation tardive.

Les pourritures fluides des fruits correspondent à deux types d'accidents, l'un étant attribué au *Botryodiplodia,* l'autre au *Nigrospora sphaerica* (Sacc.) Mason. Ces maladies, distinctes, présentent beaucoup d'analogies, tant par le type de dégradation des fruits que par les caractères de la flore qui y participe.

La pourriture à *Nigrospora,* qui a causé des dégâts importants pendant l'été 1960 sur des bananes provenant de Martinique, n'est pas entièrement d'origine cryptogamique. Parasite de blessure et de faiblesse, souvent même saprophyte, le Champignon ne s'installe que sur des régimes physiologiquement déficients (il en est d'ailleurs de même pour le *Botryodiplodia* lorsqu'il agit seul).

Pénétrant par les surfaces de coupe, le *Nigrospora* circule dans les vaisseaux, où ses hyphes sont très visibles sur coupes longitudinales. Ce mode de progression lui permet de traverser rapidement la hampe et de passer dans les fruits, bien que sa vitesse de croissance soit faible (67-195 μ/h). N'attaquant pas les parenchymes, il ne cause pas de dommages importants dans la hampe; mais si on la sectionne, il fructifie abondamment sur la plaie de coupe. Cette maladie est surtout commune en Australie car le transport des bananes s'y effectue par fruits détachés. Les attaques de régimes entiers sont plus rares : il lui faut alors parcourir une grande distance dans la hampe, terrain sur lequel il se fait toujours prendre de vitesse par le *Thielaviopsis* et le *Botryodiplodia.* La maladie n'apparaît qu'en l'absence de ces deux rivaux, au moins jusqu'à ce que le *Nigrospora* ait atteint les fruits. On conçoit que la maladie soit plus fréquente sur les fruits isolés, où il n'a que le pédoncule à traverser, ce qui est rapidement fait.

La hampe restant apparemment en bon état, la présence du parasite est insoupçonnable tant qu'il n'a pas atteint les fruits. La maladie se déclare dans les cales réfrigérées et atteint son paroxysme dans les premiers jours de mûrissage. Contrairement aux autres parasites des bananes, le *Nigrospora* possède encore une grande faculté de croissance pour des températures relativement basses (cf. Young, Bagster *et al.,* 1932). Sa progression est favorisée, aux dépens de celle de ses rivaux, par le transport à basse température. Il provoque une pourriture de la chair des fruits, commençant vers le pédoncule. La chair

devient foncée, noirâtre, fluide et parfois même mousseuse, d'odeur désagréable et acide; la peau noircit. La pourriture peut atteindre tous les fruits du régime.

La flore associée à ces attaques est réduite, et se compose le plus souvent de Bactéries, de Levures asporogènes (Cryptococcales) et du *Geotrichum candidum* Link dans la pulpe. Le développement du *Colletotrichum musae* et des saprophytes sur la peau est tardif et restreint. Contrairement aux attaques de *Thielaviopsis*, la flore normale de dégradation des fruits n'existe ici qu'à l'état potentiel : elle ne se développe pas, car tout le fruit est déjà envahi par les espèces du cortège du *Nigrospora*. On peut mettre sa présence en évidence par un séjour prolongé (5 à 8 jours) des fruits en chambre humide; elle se développe de façon réduite et toujours très localisée, mais on peut alors l'isoler.

Sur les hampes, par contre, nous trouvons le *Colletotrichum musae*, le *Stachylidium theobromae*, avec *Cladosporium cladosporioides*, *Fusarium semi-tectum*, *Verticillium albo-atrum*, les saprophytes d'une flore normale, un peu plus développés que sur les hampes de régimes apparemment sains.

Tableau V. — Flore associée a une attaque de *Nigrospora*

	Sur fruit après 5 jours en chambre humide	sur hampe fraiche
Aspergillus oryzae	+	—
Cladosporium cladosporioides	7 %	29 %
Colletotrichum musae	38 %	77 %
Fusarium semi-tectum	+	37 %
Geotrichum candidum	43 %	—
Penicillium chrysogenum	+	—
Penicillium expansum	16 %	—
Rhizopus nigricans	+	+
Stachylidium theobromae	+	71 %
Thielaviopsis paradoxa-musarum	—	+
Verticillium albo-atrum	3 %	16 %
Levures asporogènes	75 %	—
Bactéries	86 %	56 %

Comme le *Nigrospora*, le *Botryoplodia* n'existe pas dans les locaux bananiers. La maladie, comme la précédente, provient des plantations :

TABLEAU VI. — EVOLUTION DU *Botryodiplodia* DANS LES FRUITS

ETAT DES FRUITS DU RÉGIME	FRUITS VERTS	FRUITS JAUNISSANTS	FRUITS MÛRS
Enveloppe du fruit	18 %	14 %	17 %
Surface de la pulpe	14 %	17 %	17 %
Pulpe en profondeur	24 %	20 %	16 %
Centre du fruit	33 %	21 %	28 %

La répartition homogène du parasite, dans l'espace et dans le temps montre que l'attaque est antérieure à l'entrée des fruits en mûrisserie. Comme le *Thielaviopsis*, le *Botryodiplodia* possède en culture une forte vitesse de croissance : 742,3 μ/h.

Bien que l'agent causal soit différent, entraînant des variantes dans le mode de pénétration (le *Botryodiplodia* peut attaquer directement les fruits, sans passer par la hampe), le type de pourriture qu'il occasionne est comparable : la pulpe attaquée devient brune et molle, puis fluide; l'odeur dégagée est semblable. La décomposition de la pulpe fait intervenir une flore restreinte, dominée par le *Geotrichum candidum*, des Bactéries et des Levures :

Fréquence d'isolement du *Geotrichum* associé à une attaque de *Botryodiplodia :*

— enveloppe du fruit : 10 %;
— chair du fruit : 17 à 20 %.

Il arrive fréquemment que des fruits soient tachés plus ou moins superficiellement par divers Champignons; les dégâts occasionnés sont loin d'avoir la gravité des attaques précédentes, mais ils constituent toujours un lieu d'installation de la flore normale de dégradation.

Ces taches sont provoquées le plus souvent par des microorganismes provenant de la plantation, comme le *Piricularia grisea* (Cke.) Sacc., associé sur les pédoncules à *Nigrospora sphaerica* et *Chlamydomyces palmarum* (Cke.) Mason, avec *Acremoniella atra, Alternaria tenuissima, Cephalosporium acremonium, Colletotrichum musae, Deightoniella torulosa* (Syd.) Ellis, *Fusarium semi-tectum, Stachylidium theobromae, Verticillium albo-atrum*, etc...

Sur les fruits, l'espèce la plus courante, avec le *Piricularia*, est le *Deightoniella torulosa*, accompagné de *Colletotrichum musae, Fusarium semi-tectum, Penicillium expansum, Rhizopus nigricans, Verticillium albo-atrum*, etc...

L'abondance occasionnelle de ces taches est liée à un état sanitaire insuffisant des plantations et à un manque de précautions élémen-

taires : dans tous les cas où nous en avons observé en grande quantité, les coussinets servant à caler les mains sur les régimes étaient confectionnés avec des feuilles de Bananier et non avec de la paille. Ces feuilles montraient toujours une abondante floraison de *Deightoniella torulosa* et *Nigrospora sphaerica*, avec *Haplographium atro-brunneum* (Cke.) Sacc., *Zygosporium oscheoides* Montagne, *Hendersonia musae*, *Trichothecium roseum Link* ex Fr., *Penicillium expansum*, *Penicillium chrysogenum*, etc...

Les piqûres d'insectes provoquent parfois la formation de petites cécidies, en cratères noirs et coriaces, souvent envahies par le *Trichoderma viride* Pers.; ces cécidies constituent autant de points d'installation de la flore de dégradation (ou de la flore superficielle précédente), alors que la chair sous-jacente est encore saine et se révèle stérile aux isolements :

Tableau VII. — Flore développée a partir des cécidies : (fréquences d'isolement à partir du tissu des cécidies)

Cladosporium cladosporioides	57 %
Colletotrichum musae	12 %
Fusarium semi-tectum	27 %
Penicillium chrysogenum	6 %
Penicillium expansum	52 %
Rhizopus nigricans	11 %
Trichoderma viride	42 %
Bactéries à colonies jaunes	43 %
Bactéries à colonies blanches	6 %
Bactéries à colonies roses	3 %

Conclusions

Les flores développées sur les régimes malades renferment toutes des espèces à forte tendance saprophytique, dont le parasitisme reste vague et difficile à définir. Même les parasites réputés primaires ne sont que des parasites de faiblesse et de blessures, s'installant à partir de tissus nécrosés. Nombreuses sont les espèces communes à plusieurs types d'affections, intervenant dans des pourritures distinctes. Les symptômes observés n'extériorisent pas l'action d'un parasite donné, mais reflètent la dominance de certains composants du complexe floristique. Nous retrouvons ici la notion de « *complexe infectieux* », développée par Chevaugeon (1956) chez les parasites du Manioc et par Mir. Moreau (1957) pour les maladies de dépérissement des

œillets. On trouve également de tels complexes dans les pourritures des fruits d'Agrumes (Cl. et Mir. Moreau, 1960). Déjà ébauchée par R. Heim (1946) dans la pourriture des hampes du Bananier, cette notion doit être étendue : ces dégradations ne font pas intervenir un seul, mais deux complexes successifs. Le terme de « pourritures spéciales », que nous avons été contraint d'utiliser pour présenter nos résultats, est imparfait, car ces pourritures n'existent pas à l'état pur : au complexe infectieux primitif, responsable des symptômes initiaux, se superpose la flore normale de dégradation, avec ses propres symptômes.

La flore primitive, endémique des plantations, comprend d'une part des espèces à grande vitesse de croissance : *Thielaviopsis paradoxa-musarum* (898-945 μ/h) et *Botryodiplodia theobromae* (729-765 μ/h). Ce sont elles qui jouent habituellement le rôle de parasites primaires; mais on y trouve aussi des espèces à croissance lente : *Stachylidium theobromae* (114-133 μ/h), *Colletotrichum musae* (291-295 μ/h), *Nigrospora sphaerica* (67-195 μ/h), *Papularia sphaerosperma* (104-127 μ/h), dont le rôle se réduit alors à celui de parasites secondaires ou de saprophytes. Dans les attaques graves, cette flore, installée très tôt, a pris une telle ampleur que la suivante ne parvient pas à s'installer et demeure à l'état potentiel : c'est ce que nous avons vu chez les fruits gravement atteints par le *Nigrospora*.

A cette flore succède normalement le complexe infectieux des locaux bananiers, ou flore normale de dégradation, dont les espèces les plus actives ont une vitesse de croissance modérée : *Colletotrichum musae* (291-295 μ/h), *Fusarium semi-tectum* (213-232 μ/h), *Fusarium moniliforme* (229-250 μ/h); mais cette vitesse est plus importante que celle des espèces lentes de la flore primitive. Lorsque ces dernières interviennent seules (comme c'est le cas pour la flore superficielle des fruits), les Champignons du second complexe vont combler leur retard et remplacer la flore primitive, donnant des pourritures variées (à *Colletotrichum*, à *Fusarium*, à *Verticillium*...), suivant la dominance de l'un ou l'autre dans l'entrepôt, la cale ou la mûrisserie. Sur les régimes indemnes, elle peut s'installer directement à l'occasion de blessures ou de meurtrissures. Elle s'établit même spontanément sur les fruits sénescents. La très forte prédominance du *Colletotrichum* dans ces attaques tient à ce qu'il appartient aux deux flores; et comme seul parmi les espèces banales à croissance lente de la flore primitive, il possède une vitesse comparable à celles des Champignons de la seconde flore, il ne sera donc pas submergé par eux.

Contrairement à ce que l'on observe dans les maladies cryptogamiques classiques, où l'hôte oppose au parasite un certain nombre de réactions de défense, la hampe atteinte ne réagit pas. Isolée du pied, elle n'est plus ravitaillée, alors qu'elle supporte un grand nombre de fruits qui continuent de vivre et l'épuisent; les fruits eux-mêmes

sont carencés. Le délabrement physiologique des régimes est la cause profonde des pourritures qui s'y installent; la présence de tel ou tel parasite n'en règlera que les modalités :

Si le *Thielaviopsis* se trouve présent et se développe, il envahit rapidement toute la hampe grâce à sa grande vitesse de croissance. On observera alors les symptômes typiques d'une pourriture de hampe, avec le *Nigrospora,* le *Stachylidium,* le *Colletotrichum,* etc., comme parasites secondaires. En son absence, une espèce comme le *Nigrospora,* que sa faible vitesse de croissance réduit ordinairement au rôle de parasite secondaire, pourra circuler dans les vaisseaux largement ouverts pour aller s'installer dans les fruits (à moins que le *Botryodiplodia* ne l'y ait devancé). On verra alors s'établir une pourriture fluide des fruits. Les espèces de la flore primitive diffèrent plus entre elles par leurs vitesses de croissance que par leurs pouvoirs pathogènes. C'est celle qui se sera installée la première qui imposera son type de pourriture et prendra alors l'allure de parasite primaire, réduisant les autres au rang de parasites secondaires. A tout ceci se superpose l'installation de la flore normale, qui ajoute ses propres symptômes ou remplace ceux des espèces primitives par les siens.

La nécessité préalable d'une déficience physiologique des régimes explique les échecs constatés souvent dans les contaminations réalisées avec ces parasites sur des régimes sur pied. On comprend également que les dégâts soient d'autant plus importants que la plantation aura été plus négligée et que les Bananiers auront souffert : carence minérale, déséquilibre nutritif, excès d'humidité, Cercosporiose, Fusariose, etc. Toutes les causes d'affaiblissement de la plante entraîneront la production de régimes physiologiquement déficients, dès avant la récolte. Ils présenteront par la suite un délabrement physiologique propice à l'installation des parasites de la première flore, de la seconde ou des deux flores l'une après l'autre. On observera alors une « grave attaque de *Thielaviopsis* », ou une « importante pourriture à *Colletotrichum* », etc. C'est pourquoi les mêmes attaques s'observent souvent dans les mêmes plantations et aux mêmes saisons. Les conditions climatiques peuvent être débilitantes pour les Bananiers, mais modifient aussi les conditions d'équilibre de la flore primitive : le *Nigrospora* sévit en Australie car le mode de transport par fruits détachés lui est plus favorable, mais ses attaques se produisent principalement pendant la saison froide, car une température basse lui convient encore alors qu'elle nuit au développement de ses rivaux (*Thielaviopsis* et *Botryodiplodia*).

BIBLIOGRAPHIE

CHEVAUGEON J. — Les maladies cryptogamiques du Manioc en Afrique occidentale, *Paris, Lechevalier, Encycl. Myc.*, t. XXVIII, 204 p., 1956.

HEIM R. — La pourriture de la hampe du Bananier en Guinée française. *Rev. de Mycol., Supp, col.*, t. XI, p. 20-28, 1946.

JOLY P. — Recherches sur le *Thielaviopsis paradoxa-musarum* Mitchell (sous presse).

JOLY P. — Espèces nouvelles ou intéressantes de la flore des bananes. *Rev. de Mycol.*, t. XXVI, p. 89-99, 1961.

MOREAU C. — Les Champignons de l'atmosphère des fruits. *Fruits*, t. VIII, p. 255-259, 1953.

MOREAU C. et MOREAU M. — Pourritures brunes des Agrumes en entrepôts liées à l'état sanitaire des plantations. *Fruits*, t. XV, p. 478-480, 1960.

MOREAU M. — Le dépérissement des Oeillets. *Paris, Lechevalier, Encycl. Myc.*, t. XXX, 308 p., 1957.

WARDLAW C. W. — Diseases of the Banana and of the Manila Hemp Plant. *Londres, Mc Millan et Co.*, 615 p., 1935.

YOUNG W. J., BAGSTER L. S. et al. — The ripening and transport of Bananas in Australia. *Comm. of. Austr., Counc. Sci. and Industr. Res. Bull.*, 64, 1932.

(*Laboratoire de Cryptogamie, Muséum national d'Histoire Naturelle*, Paris.)

Une technique nouvelle de détection des agents de pourridié : la bûchette - piège

Son application à l'étude du *Leptoporus lignosus* (Kl.) Heim

Par Claude DECLERT

(Planche II)

■

La technique de la bûchette-piège consiste à mettre en incubation dans le sol une bûchette taillée en bois d'hévéa et stérilisée, en contact plus ou moins étroit avec la source d'inoculum à détecter. Une durée d'incubation de 12 à 15 jours, lorsque le sol reçoit un total de précipitation atteignant au moins 50 mm permet de reconnaître la présence d'un thalle actif de *Leptoporus lignosus* (Kl.) Heim. L'usage de cette technique est étendu à l'étude des Champignons supérieurs du sol et permet dans plusieurs cas des déterminations sûres et rapides.

Nous poursuivons, depuis plusieurs années, l'étude des pourridiés de l'hévéa en Côte d'Ivoire. Au cours de ces travaux nous avons été amené à chercher une méthode rapide de détection valable, en particulier, pour le *Leptoporus lignosus* (Kl.) Heim.

L'étude d'un pourridié peut comporter trois phases :

1) Présence d'un parasite sous forme virulente dans le sol au voisinage des racines;

2) Infestation, c'est-à-dire pénétration du Champignon dans l'hôte;

3) Dépérissement de l'arbre.

Seule, cette dernière, aux symptômes externes visibles, est accessible à l'observation courante. Sans doute, Napper (1932, 1938) avait-il préconisé, en Malaisie, un moyen d'étude des deux premières phases en pratiquant des cuvettes de dépistage dégageant les racines. Il n'en reste pas moins que leur réalisation est un travail méticuleux, donc lent et onéreux; l'interprétation des symptômes est en outre parfois malaisée lorsque les attaques ne revêtent pas les symptômes classiques. L'intérêt

le plus certain de la méthode de Napper est son effet curatif : l'exposition à l'air et à la lumière des rhizomorphes du *Leptoporus lignosus* suffit souvent pour arrêter la maladie dès son premier stade.

Pour le chercheur, cette technique n'est pas tout-à-fait satisfaisante puisqu'elle rompt le cours naturel de la maladie et perturbe son évolution : dans certaines études le phytopathologiste doit proscrire ces interventions dont les effets interféreront avec les facteurs analysés. C'est avec la préoccupation de déceler la présence active du parasite sans l'influencer, qu'a été mise au point une technique nouvelle apparentée à celle des plantes-pièges, mais beaucoup plus maniable, dite de la bûchette-piège.

I — Description de la méthode

Notre technique est fondée sur la propension du *Leptoporus lignosus* à la fonction rhizomorphique et, en particulier, à l'exubérance des rhizomorphes de contamination lorsque cet organisme rencontre un support et des conditions favorables. Le support destiné à recueillir les rhizomorphes du *Leptoporus lignosus* est une bûchette taillée en bois d'hévéa, préalablement stérilisée avant son enfouissement contre le pivot de l'arbre à tester.

Confection des bûchettes, taille et appointage.

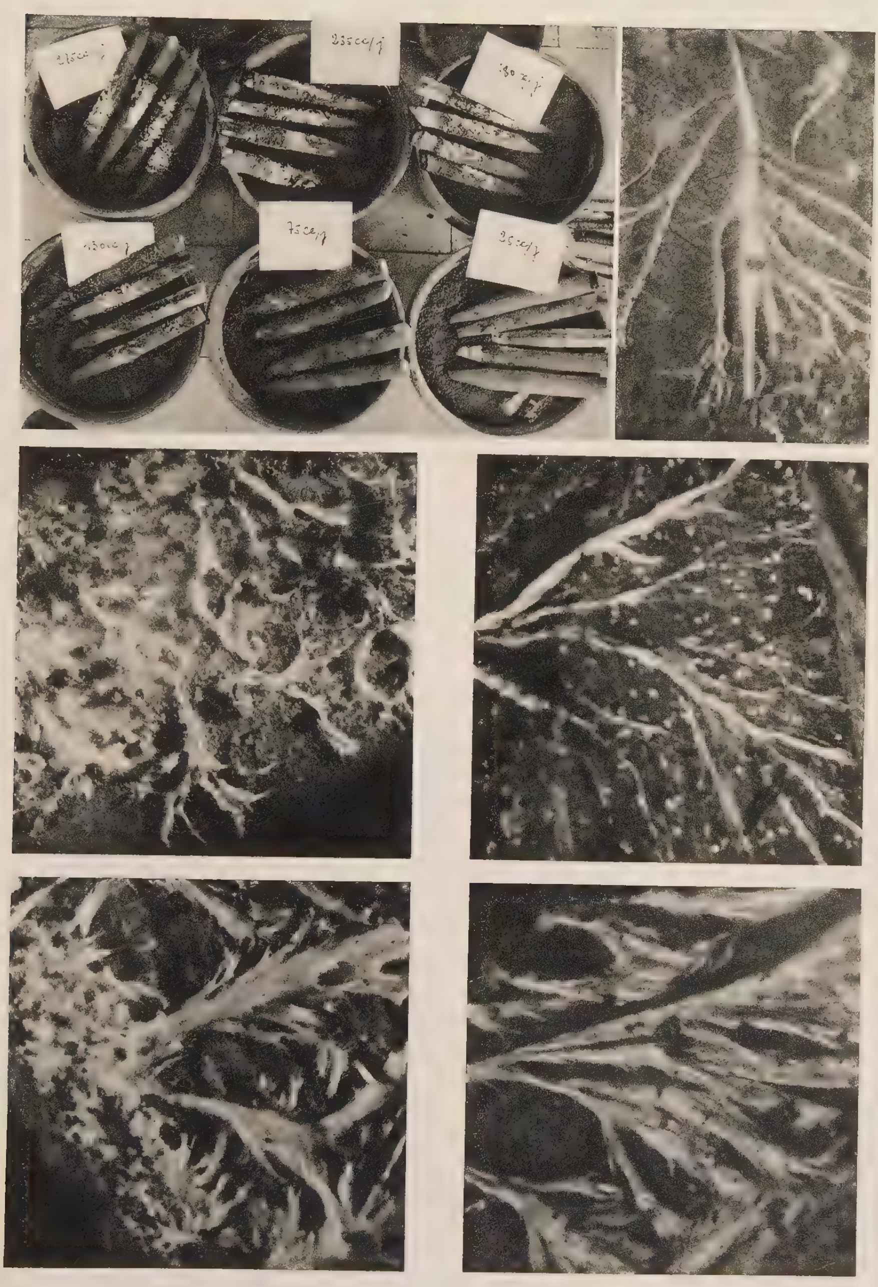
De jeunes arbres, sujets de pépinière âgés de 2 ou 3 ans, non utilisés, conviennent parfaitement : la partie rectiligne du tronc, depuis la base jusqu'au deuxième départ des ramifications, est sciée en rondins de 22-23 cm. Selon l'importance de leur section, ils sont fendus en 2,4 ou 6 bûchettes. La forme définitive de la bûchette-piège est donc sensiblement un prisme à trois faces dont l'une porte un lambeau d'écorce. La taille et un appointage sommaire sont pratiqués à la matchette.

Les dimensions définitives de chacune des trois faces de la bûchette sont : 20-21 × 1,5-2 cm.

Légende de la planche hors-texte

Bûchettes-pièges et détection du *Leptoporus lignosus*

En haut, à gauche : Contamination des bûchettes selon l'humidité du sol. Expérimentation en pots.
A droite : Développement de rhizomorphes du *Leptoporus lignosus* sur bûchette-piège d'hévéa.
Au milieu, à gauche : sur bûchette-piège de parasolier.
A droite : sur éclat de bois mis dans le sol.
En bas : Palmettes caractéristiques du *Leptoporus lignosus*.



Imp. LAHURE Clichés C. DECLERT

Bûchettes-pièges et détection du *Leptoporus lignosus* (Kl.) Heim

Stérilisation.

Les renseignements précis demandés à cet instrument requièrent sa stérilisation. Cette condition est d'ailleurs impérieuse pour la détection de certains Champignons (*Armillariella mellea, Sphaerostilbe repens*). Les normes de travail sont 90-100 degrés C. pendant 4 à 5 heures en étuve sèche dont la cheminée d'aération est ouverte.

Mise en place et incubation.

Chaque bûchette est enterrée verticalement contre le pivot de l'hévéa à tester, à l'aide d'un maillet en bois ou d'un marteau en fonte. Ne dépassent du sol que quelques centimètres permettant la localisation de la bûchette et sa préhension convenable entre les mâchoires d'une tenaille. La durée d'incubation fixée initialement à 12 jours a été portée à 14-15 jours pour obtenir une réponse plus nette.

Extraction et examen des bûchettes.

Il est préférable d'examiner les bûchettes-pièges dans les quelques heures qui suivent leur extraction, les symptômes du *Leptoporus lignosus* perdant assez vite leur aspect caractéristique et devenant difficiles à distinguer de ceux de quelques Champignons banaux. Si le diagnostic sur le terrain ne peut avoir lieu, les bûchettes sont transportées au laboratoire rangées en ordre dans des paniers de façon que chaque résultat puisse être rapporté à l'arbre correspondant. Eventuellement, ces paniers pourront être conservés un jour ou davantage en enceinte humide (sac de polythène) s'il est nécessaire de départager les cas douteux.

II — Réponse du *Leptoporus lignosus* sur la bûchette-piège

Description des symptômes.

D'une façon typique, sur les racines d'arbres, le *Leptoporus lignosus* se présente sous forme de cordons ou rhizomorphes, assez minces (ne dépassant pas 0,5 mm de large), ramifiés plusieurs fois et s'élargissant à leur extrémité en palmettes. Ils peuvent aussi se terminer par une nappe homogène en éventail. L'ensemble est blanc et d'aspect soyeux. Parfois, les rhizomorphes peuvent être jaune-orangé, de la même teinte que les carpophores. Ces cordons sont constitués par les entrelacs d'hyphes mycéliens faiblement anastomosés et n'ont pas de structure propre.

Leur aspect aplati laisse prévoir un caractère d'adhérence au support. La sagesse des planteurs l'a observé depuis longtemps, d'où

cet adage « Frottez le *Fomes* avec le doigt, il ne se détache pas ». Encore qu'elle renferme une part de vérité, cette « recette » paraît bien futile pour diagnostiquer seule le *Leptoporus lignosus*. En fait, il semble bien que le frottement en question doive être effectué de façon à décoller les agrégats de terre recouvrant les rhizomorphes. Effectivement alors, les rhizomorphes demeurent en place.

Nous avons observé des symptômes tout-à-fait comparables sur des éclats de bois enterrés, provenant de l'abattage à la hache de la forêt initiale.

Sur bûchette-piège, les symptômes sont du même ordre mais avec un caractère beaucoup plus net, puisque la méthode est dynamique et décèle du mycélium jeune en voie de croissance sous forme de rhizomorphes non dégradés par le milieu extérieur ni par le vieillissement. C'est donc cette constance des symptômes qu'il faut souligner sur bûchette.

Le caractère d'adhérence devient également plus accessible et plus précis : puisque le *Leptoporus lignosus* manifeste une adhérence plus forte pour son support que pour les agrégats terreux qui le recouvrent, il suffit de frapper quelques coups l'extrémité de la bûchette sur un objet dur, pour que se dégage la gangue de terre et que paraissent les rhizomorphes. Cette adhérence préférentielle pour la bûchette-piège constitue un élément non négligeable dans le diagnostic.

Comme la bûchette décèle l'aptitude du *Leptoporus lignosus* à la contaminer, ce phénomène se traduisant essentiellement par un développement superficiel, il paraît intéressant d'apprécier ce développement par une note établie d'après un barême simple :

note 1 : contamination faible (de la taille d'une petite pièce de monnaie);
note 2 : contamination moyenne (quelques cm);
note 3 : contamination sur une demi-longueur de la bûchette;
note 4 : contamination de plus de la moitié de la bûchette;
note 5 : contamination totale ou quasi-totale.

Pour établir cette échelle de notes, il a été tenu compte de la vitesse de croissance *in vitro* sur milieu favorable (macéré de sciure et à température optimale, soit 8 mm par jour pour les souches les plus vigoureuses étudiées à Adiopodoumé). Il est évident que cette notation ne peut être utilisée qu'à titre comparatif sur le plan expérimental, la bûchette-piège étant placée à 1 cm de l'inoculum. Dans la nature, il faut en effet envisager le temps mis par les rhizomorphes pour circuler dans le sol avant d'atteindre la bûchette et s'y développer.

Dans les expérimentations en cours, une mesure plus précise est obtenue par la pesée du mycélium de contamination recueilli par grattage de la bûchette.

Détermination des conditions optimales pour la technique.

A. — *Nature du bois constituant la bûchette*

Initialement les symptômes ont été observés sur des baguettes de bois d'*Hibiscus* utilisées comme porte-étiquette dans une expérimentation d'infection de *Crotalaria* en pots.

Le bois d'hévéa, déjà employé dans le laboratoire pour la confection de bûchettes-inoculum, se trouvait naturellement indiqué pour ces nouveaux pièges. Quelques jours d'attente sont nécessaires après l'abattage, pour permettre la disparition du latex, seul obstacle au débitage du fût en bûchettes.

Deux autres qualités de substrats ont été essayées : le bambou et le bois de parasolier, l'un et l'autre assez abondants aux approches de la plantation de l'Anguédedou (IRCA) où nos essais ont été faits.

Pour le bambou, à durée d'incubation égale, la contamination est beaucoup plus faible (atteignant au plus la note 1 contre 3 ou 4 pour l'hévéa); elle s'observe d'ailleurs exclusivement sur la face interne (concave) de la bûchette, la face externe cireuse semble impropre à supporter le *Leptoporus lignosus.*

Les bûchettes de parasolier manifestent une intensité de contamination comparable à celle de l'hévéa, mais comme pour le bambou, les caractères du *Leptoporus lignosus* sont moins marqués : les cordons rhizomorphiques sont plus courts, moins pressés contre leur support, et se terminent en mèches cotonneuses courtes rappelant les symptômes d'un *Leucoporus.*

L'avantage reste donc aux bûchettes confectionnées en bois d'hévéa, pour lesquelles les symptômes sont bien individualisés tant sur la face nantie du lambeau d'écorce que sur les deux autres.

B. — *Stérilisation des bûchettes*

Pour la détection du *Leptoporus lignosus en plantation* cette précaution ne semble pas nécessaire. Le tronc des hévéas héberge parfois le *Lasiodiplodia theobromae* en infection latente. Huit à dix jours après avoir été coupés, les troncs sont couverts des pycnides de cette Sphaeropsidale. L'écorce est désorganisée et le bois lui-même teinté de noir dans sa masse trahit l'invasion mycélienne. Les bûchettes qui subissent cette évolution particulière sont impropres à recevoir les rhizomorphes de contamination du *Leptoporus lignosus.* On échappe à cette menace en choisissant des troncs demeurés sains une dizaine de jours après leur abattage.

Par ailleurs, une expérimentation en serre a montré que le *Leptoporus lignosus* se développait au moins deux fois plus abondamment sur la bûchette lorsqu'elle avait été stérilisée. Cette expérimentation fait partie d'une série dite « pots à *Fomes* » réalisée à des fins diverses.

C'est ainsi que des pots tronconiques d'horticulteur, de 22 cm de diamètre à la partie supérieure, sont remplis de terre tamisée au tamis pour sable grossier (maille de 2 mm); ils sont soumis à une stérilisation normale à l'autoclave, puis imbibés d'eau jusqu'à la capacité de rétention.

Des bûchettes inoculum (culture du *Leptoporus lignosus* âgée d'un mois sur bûchette d'hévéa de 8,5 cm^3) sont enfouies verticalement contre la paroi du pot, à raison de 2 par pot et diamétralement opposées. De part et d'autre, à 1 cm de distance, sont enfouies 2 bûchettes-pièges, l'une stérilisée, l'autre non stérile. Pour une durée d'incubation de 12 jours l'arrosage quotidien des pots a été de 150 cm^3 (eau ordinaire).

Les résultats des contaminations des bûchettes-pièges sont les suivants (barème indiqué plus haut) :

N° des pots	Bûchettes stérilisées	Bûchettes non-stérilisées
1	3 — 2	3 — 1
2	5 — 0	2 — 1
3	4 — 1	4 — 0
4	2 — 4	1 — 3
5	5 — 5	2 — 3
6	0 — 5	0 — 1
7	5 — 0	1 — 0
8	5 — 5	3 — 0
9	5 — 4	5 — 4
10	4 — 3	1 — 2
Total	67	37
Note moyenne par bûchette :	3,3	1,8

Le protocole de ce type d'expérimentation, mis au point après quelques tâtonnements (la position en contact de la bûchette-piège le long de l'inoculum ne peut être réalisée identiquement à elle-même pour toutes les répétitions), permet une homogénéité de réponse des bûchettes-pièges. Cet essai préliminaire doit être repris de toutes façons avec un nombre plus important de bûchettes et analysé quantitativement par pesée des masses de rhizomorphes en contamination.

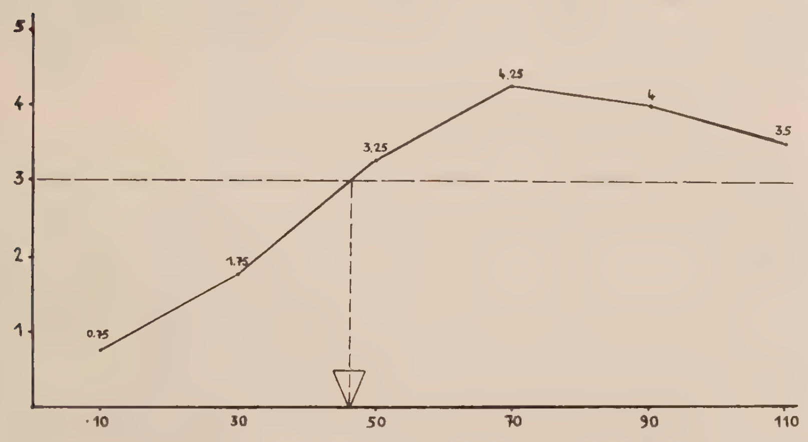
C. — *Durée d'incubation et humidité du sol*

Une expérimentation préliminaire ayant montré que pour un arrosage modéré (150 cm^3 par pot et par jour) la note de contamination 3 était obtenue après 12-14 jours d'incubation, une deuxième série, réalisée cette fois selon le protocole décrit précédemment, conclut à la nécessité d'une pluviométrie de 50 mm pour une bonne réponse des pièges.

Pour une durée d'incubation fixe de 12 jours, 6 conditions d'arrosage ont été choisies, correspondant à 6 régimes de précipitations :

I	23 cm³/jour	10 mm pour 12 jours
II	75 »	30 » »
III	130 »	50 » »
IV	180 »	70 » »
V	235 »	90 » »
VI	285 »	110 » »

Les résultats sont exprimés dans le graphique I



GRAPHIQUE 1. — Contamination des bûchettes et humidité du sol.
En abcisses : millimètres de pluie pour 12 jours.
En ordonnées : note de contamination.
Le trait horizontal discontinu correspond à la note moyenne de contamination 3; il coupe la courbe en un point correspondant à 48 mm de pluie.

Le maximum de contamination est obtenu pour 70 mm de pluie en 12 jours. Pour 90 et 110 mm de pluie, il semble qu'il y ait un déclin de la contamination, mais, en fait, interviennent deux phénomènes : le premier est la saturation du sol obtenue dès la dose d'arrosage de 235 cm³ par jour, le second est une sorte de regroupement des rhizomorphes en épaisseur dans ces conditions de saturation. L'appréciation des symptômes par la note de contamination est plus satisfaisante.

D. — *Position de la bûchette par rapport à la source du* L. Lignosus *à tester*

Initialement, la méthode a été appliquée en enfouissant la bûchette au contact de l'inoculum à tester, que ce soit pour les expérimentations en pots ou pour les détections de contamination de pivot d'hévéa.

Dans le premier cas, la technique a été modifiée en disposant inoculum et piège à 1 cm de distance mais contre la paroi du pot : le *Leptoporus lignosus* utilise en effet la paroi du pot comme support intermédiaire avant de gagner le piège.

Dans le cas des hévéas, où la détection s'accompagne assez souvent de blessures avec écoulement de latex, un même éloignement semble souhaitable assorti d'une prolongation de la durée d'incubation. Actuellement, nous utilisons la technique chaque mois pour suivre l'évolution de l'état de contamination du jardin expérimental n° 1 à la Station de l'IDERT; les bûchettes-pièges sont enfoncées à 1 cm du pivot des arbres et la durée d'incubation est fixée à 15 jours pour des conditions de pluviométrie favorables (supérieures à 50 mm de pluie pour cette période). Les blessures aux racines sont devenues tout-à-fait exceptionnelles.

III — Utilisation des bûchettes-pièges

Cette technique nouvelle peut être utilisée à diverses fins. Elle peut rendre service tout d'abord pour la détection du *Leptoporus lignosus* en activité en forêt, dans une forêt défrichée, en plantation. Nous la préconisons dans diverses expérimentations, notamment pour étudier des contaminations artificielles et l'évolution des infections, pour comparer, dans le temps et l'espace, le développement de foyers naturels et de foyers artificiels, pour contrôler l'efficacité *in situ* de divers fongicides.

La méthode des bûchettes-pièges a été mise au point avec le *Leptoporus lignosus*. Nous l'appliquons à la détection et la détermination de nombreux autres agents de pourridiés : *Armillariella mellea, Sphaerostilbe repens, Ganoderma pseudoferreum, Ganoderma laccata,* ainsi que des *Leucoporus, Xylaria, Lentinus,* etc.

Nous remercions particulièrement M. MERNY, du Laboratoire de Phytopathologie de l'I.D.E.R.T.-Adiopodoumé, pour les conseils et les encouragements qui nous ont aidé à mettre au point les modalités de cette technique, ainsi que ses applications.

Nous remercions également M.S. DE BREUVERY, Directeur de l'I.R.C.A. et ses collaborateurs, MM. MARTIN et DU PLESSIS, pour la liberté d'action et les facilités qui nous ont été accordées dans la plantation de l'Anguédédou.

BIBLIOGRAPHIE

CHEVAUGEON J. — Le problème des pourridiés en Côte d'Ivoire. *Rev. de Mycol.*, t. XXIV, fasc. 1, p. 39-58, 1959.

NAPPER R. P. N. — Observations on the root diseases of rubber trees caused by *Fomes lignosus*. *J. Rubb. Res. Inst. Malaya*, t. IV, fasc. 1, p. 5-33, 1932.

—— — A scheme of treatment for the control of *Fomes lignosus* in young rubber areas. *J. Rubb. Inst. Malaya*, t. IV, fasc. 1, p. 34-38, 1932.

—— — Root disease and underground pests in new plantings. *Planters*, t. XIX, p. 453-455, 1938.

(*Laboratoire de Phytopathologie de l'I.D.E.R.T.*, Adiopodoumé, Côte d'Ivoire)

NOTE SUCCINCTE

Quelques altérations des gousses de vanille à Madagascar

par CLAUDE et MIREILLE MOREAU

■

Nous avons reçu pour examen plusieurs lots de gousses de Vanille destinées à la consommation et provenant de Madagascar. Les gousses altérées présentaient à leur surface deux Champignons : l'*Aspergillus niger* Van Tiegh. et le *Penicillium Charlesii* Smith.

L'*Aspergillus niger* est une moisissure très commune sur des substrats variés. Lecomte (1901) et Bouriquet (1941, 1946) l'ont déjà observée sur gousses de Vanille, M[me] Nicot (1954) l'a isolée du sol de vanilleraies. Son extension à la surface des fruits n'est pas très grande bien que dans les essais d'isolements à partir de gousses altérées elle se soit facilement développée en culture.

Le *Penicillium Charlesii* constitue par contre d'abondants coussins verdâtres et certaines gousses, maintenues quelques jours à l'humidité, ont été totalement envahies. Il s'agit d'un *Penicillium* dont les phialides sont disposées en un seul verticille (groupe *monoverticillata*) mais dont les conidiophores sont généralement ramifiés (série *ramigena*). Les conidies globuleuses à subglobuleuses, les phialides peu divergentes permettent de distinguer l'espèce *P. Charlesii* des autres espèces de la série. Raper et Thom (1949) considèrent que divers *Citromyces* décrits par Bainier et Sartory (1912, 1913) doivent être rapportés à cette espèce. C'est un Champignon dont le comportement biochimique, en particulier ses possibilités de dégradation des glucides, est intéressant; par divers caractères physiologiques, il se rapproche des *Aspergillus* du groupe *glaucus* (Moreau, 1959).

Le départ des infections de ces deux Champignons semble être surtout le point de ligature des gousses. Les lésions superficielles et peut-être l'absence d'aération à ce niveau favoriseraient leur développement.

BIBLIOGRAPHIE

BAINIER G. et SARTORY A. — Etude de quelques *Citromyces* nouveaux. *Bull. Soc. Mycol. Fr.*, t. XXVIII, p. 38-49, 1912.

— — Nouvelles recherches sur les *Citromyces*. Etude de six *Citromyces* nouveaux. *Bull. Soc. Mycol. Fr.*, t. XXIX, p. 137-161, 1913.

BOURIQUET G. — Contribution à l'étude des altérations de la Vanille préparée à Madagascar. *Bull. Acad. Malgache.*, t. XXIV, p. 1-16, 1941; *Agron. trop.*, t. I, fasc. 5-6, p. 244-260, 1946.

LECOMTE H. — Le Vanillier — Naud édit., Paris, 1901.

MOREAU M. — Etudes sur la moisissure verte des Prunes d'Ente. L'*Aspergillus Mangini :* ses exigences nutritives, ses conditions de développement. *Fruits*, t. XIV, fasc. 8, p. 315-328, 1959.

NICOT J. — Microflore fongique des sols de vanilleraies. *In* Le Vanillier et la Vanille dans le monde, *Encycl. biol.*, t. XLVI, p. 364-392, Lecheval. édit., Paris, 1954.

RAPER K. B. et THOM C. — A manual of the Penicillia. 875 p., Baillière, Tindall et Cox édit., Londres, 1949.

CONFÉRENCES

■

UNE MISE AU POINT SUR LES POURRIDIES DE L'HEVEA

Au cours de la Conférence tenue en 1960 à Kuala Lumpur sous l'égide de l'Institut de Recherches sur le caoutchouc en Malaisie (R.R.I.M.), diverses questions se rapportant aux pourridiés de l'Hévéa ont été traitées. Signalons en particulier les interventions de :

FOX R. A. — White root disease of *Hevea brasiliensis :* the identity of the pathogen.

HILTON R. N. — Sporulation of *Fomes lignosus, Fomes noxius* and *Ganoderma pseudoferreum.*

HUTCHINSON F. W. — Factors affecting root disease incidence and control in replantings.

NEWSAM. — Decay of Rubber wood.

RIGGENBACH A. — Recent progress in the control of the white root disease of Hevea.

A. — *Problèmes de « preplanting ».*

1) Les foyers primaires.

Selon NEWSAM, une vieille plantation d'hévéas comprend :

1°. *des souches malades,* susceptibles de contaminer des arbres vivants ou morts. Ces foyers primaires sont dangereux tant qu'ils ne sont pas arrivés au stade de pourriture molle.

2°. *des arbres et des souches moribonds,* susceptibles de subir les attaques des responsables de pourridiés par spores et rhizomorphes : ce sont des foyers potentiels.

Pour l'élimination des foyers primaires, les expériences de NAPPER sur le clean-clearing ont été confirmées : le travail aratoire du sol favorise les agents de pourridié. HUTCHINSON rapporte qu'un labour profond (45 cm) de préparation du sol avec extirpation des foyers primaires, en opération de « preplanting », a été comparé sous deux formes d'application : travail réalisé en une seule fois et travail par bandes, chaque année, le tout étant achevé en 3 ans. Pour cette deuxième formule, le taux de mortalité annuelle de la jeune plantation a été doublé par rapport à la première.

Pour les foyers primaires, il semble préférable de se limiter à l'extraction des racines infectées et d'isoler les foyers plutôt que de pratiquer l'éradication totale : sur 4,4 ha, en 7 ans, 163 souches infec-

tées *isolées* ont tué 190 hévéas, mais 166 souches infectées ont tué 227 hévéas malgré l'éradication totale.

2) Les foyers potentiels.

Lorsqu'une vieille plantation est abattue pour une replantation, l'empoisonnement des souches ne vise pas à tuer les parasites éventuellement présents, mais à tuer les racines le plus vite possible pour les exposer à l'invasion des Champignons saprophytes. La compétition de ces derniers s'exercera avec d'autant plus de fortune dans la réduction ou la suppression des agents de pourridiés qu'ils seront intervenus plus précocement.

Les Champignons sont les agents les plus actifs de la décomposition du bois. Les Insectes n'interviennent que secondairement. Une épaisse couverture végétale favorise une forte humidité, bénéfique aux uns et aux autres.

Newsam relate la succession de la mycoflore en Malaisie sur les arbres abattus : elle est caractérisée par la prédominance du *Schizophyllum commune*, puis celle du *Polystictus occidentalis* et enfin par un complexe assez variable des *Ganoderma applanatum*, *G. lucidum* et *Trametes corrugata*.

L'empoisonnement au 2.4.5.T semble plus efficace que celui à l'arséniate de soude. Selon Hutchinson, les techniques d'empoisonnement doivent supplanter l'éradication des vieilles souches dans le cas d'une replantation : tous les arbres de la vieille plantation, sains et malades, devront être traités, et si possible avant l'abattage. Les risques de chablis pour la jeune plantation sont compensés par une efficience plus totale et plus rapide du poison.

La sporulation des trois principaux agents de pourridié en Malaisie, *Fomes lignosus*, *Fomes noxius*, et *Ganoderma pseudoferreum* a été étudiée par Hilton. Si le pouvoir infectieux des spores aériennes n'a pas encore été nettement prouvé, des expérimentations ont montré (Hutchinson) que l'application d'enduit protecteur sur les sections des souches après le blanc estoc d'une vieille plantation réduit de 20 % les pertes dues aux maladies de racines. Il a été constaté en effet que l'évolution des foyers potentiels, c'est-à-dire des vieilles souches transformées en source d'infection, a été réduite de 28 % en moyenne.

B. — *Détection et diagnostic.*

En ce qui concerne le plus dangereux des agents de pourridié, *Fomes lignosus* Klotzsch, Fox a retracé un historique taxonomique. Pour ce qui intéresse l'hévéa, il ressort qu'il existe un « sosie » du *F. lignosus*. Ce saprophyte banal dénommé « complexe *Fomes rugulosus-zonalis* » est susceptible de confusion avec le parasite tant par ses carpophores que par ses rhizomorphes épiphytiques. On le distingue au laboratoire par des caractères culturaux et sur le terrain par son

inocuité. Le pouvoir pathogène du *F. lignosus* a été prouvé selon le postulat de Koch avec double répétition.

Dès 1906, PETCH avait signalé le danger d'un diagnostic du pourridié blanc, fondé sur la simple présence de rhizomorphes, ce qui est le fait de nombreux autres Champignons. La procédure couramment adoptée actuellement en Malaisie pour la détection des pourridiés consiste en de fréquentes rondes d'inspection des symptômes foliaires. L'inspection du feuillage est complétée par une ou deux inspections du collet, avant l'éclaircissage de la plantation, pour s'assurer que les parasites à développement lent, *Fomes noxius* Corner et *Ganoderma pseudoferreum* (Wakef.) Van Over. et Steinn., n'ont pas été négligés.

HUTCHINSON rapporte que la détection par observation des symptômes foliaires est aussi efficace et plus économique que le contrôle du collet :

1) les jeunes plants infectés dans les premières années sont simplement arrachés, d'où une première économie;

2) les stades épiphytiques ne sont pas traités !

3) troisième économie de traitement, pour les « sosies » du *Fomes lignosus* en particulier pour le *F. rugulosus-zonalis*.

C. — *Traitements.*

Quant aux recherches sur les traitements, la relation de RIGGENBACH à la Conférence, fait état de résultats excellents obtenus par l'application de solutions aqueuses de Tillex à 1 % sur les plaies après excision des parties malades, le sol environnant étant également arrosé de cette solution : le taux de guérison varie de 83,9 à 91,4 %.

Claude DECLERT.

ANALYSES

■

Riedl H. — Kulturversuche zum Pleomorphismus einiger Pyrenomyzeten. — *Oester. Botan. Zeitschr.*, t. CVI, pp. 477-545, 1959.

L'auteur traite du pléomorphisme au sens de Tulasne, et non de Sabouraud. Dans le groupe des Dothidéales au sens large (Pseudosphaeriales), les formes de fructification secondaires sont soit du type *Alternaria* ou *Stemphylium* (Hyphomycètes), soit du type *Phoma* ou *Camarosporium* (Sphaeropsidales). Certains *Pleospora* produisent en culture les deux types de fructifications (*P. orbicularis* Auersw., *P. flavo-fusca* (Feltg.) Riedl, *P. scrophulariae* (Desm.) v. Höhn., *P. herbarum* Tul.). La forme *Alternaria* du *P. trichostoma* Fr. correspond à l'*Alternaria trichostoma* Diedicke. Le genre *Leptosphaeria* peut produire la forme *Alternaria* (*L. culmifraga* (Fr.) Ces. et de Not., *L. modesta* (Desm.) Karst.) ou la forme *Phoma* (*L. doliolum* (Pers.) de Not., *L. periclymeni* Oud.). Toutes les formes *Alternaria* de ces deux genres correspondent au concept actuel de l'*Alternaria tenuis* auct., qui doit être considéré comme un nom collectif, groupant des fructifications secondaires appartenant à des espèces différentes, mais de morphologie analogue; ce qui montre l'étroite parenté existant entre ces deux genres.

Toujours parmi les Pléosporacées, il existe des formes phomoïdes chez *Metasphaeria berberidina* Riedl et chez certains *Ophiobolus* (*O. acuminatus* (Sow.) Duby).

Le genre *Cucurbitaria* (Cucurbitariacées) peut produire une forme secondaire phomoïde (*C. elongata* (Fr.) Grev., *C. caraganae* Karst., *C. laburni* (Pers.) de Not., *C. berberidis* (Pers.) Gray.). En plus de la forme phomoïde, le *Cucurbitaria coluteae* (Rabh.) Auersw. peut former des conidies d'*Alternaria,* ce qui indique un lien de parenté entre ce genre et le genre *Pleospora.*

P. J.

Pereau Leroy P. — Le Palmier Dattier au Maroc. *Rech. Agron. Maroc et I.F.A.C.*, 142 p., 63 photos, 1 pl. col., 1 carte, 1958.

Cette intéressante plaquette est le résultat des observations accumulées par l'auteur pendant huit années passées dans les palmeraies marocaines. Elle met en valeur l'œuvre remarquable accomplie au Maroc par des agronomes français. Une maladie cryptogamique, le « bayoud », due au *Fusarium oxysporum* var. *albedinis,* a une impor-

tance capitale pour l'avenir des palmeraies; fort heureusement on note une différence de sensibilité des diverses variétés de Palmiers; les méthodes culturales, les facteurs naturels du milieu jouent également un rôle dans le développement de cette affection. L'étude des caractères de chaque variété cultivée au Maroc a été faite; des conseils sont donnés pour l'aménagement rationnel des territoires destinés à la culture du Palmier-Dattier. Souhaitons, avec l'auteur, qu'un tel travail soit poursuivi avec persévérance par ceux qui ont maintenant la charge du développement agricole de ce pays.

C. M.

Buxton E. W. — Production of a perfect stage in a nutritionally deficient mutant of pathogenic *Fusarium oxysporum* after Ultra-violet irradiation. *Nature, Londres,* t. CLXXXIV, pp. 1258-1259, oct. 1959.

La forme ascosporée des *Fusarium* de la section *elegans* était jusqu'alors inconnue. Sans doute certains avaient-ils pensé qu'il s'agissait de *Gibberella* en rapportant à tort à la section *elegans* un *Fusarium* agent de trachéomycose. La découverte de Buxton est des plus intéressantes. Un mutant biochimique, déficient dans la synthèse de la cystine et de la vitamine B 1, obtenu par irradiation à l'Ultra-violet d'une culture du *Fusarium oxysporum* f. *pisi* a formé à plusieurs reprises des périthèces que C. Booth a rapportés à l'espèce *Nectria (Hypomyces) haematococca* Berk. et Br. Le semis d'ascospores a redonné des conidies fusariennes semblables à celles du *Fusarium oxysporum* f. *pisi* et capables de provoquer une flétrissure du pois. Il n'y a donc aucun doute possible sur les rapports entre ce *Fusarium* et le *Nectria.*

On sait, d'autre part, que le *Nectria haematococca* appartient au cycle du *Fusarium solani.* Or, nous avons depuis longtemps reconnu les difficultés qu'il y avait à distinguer certaines souches de *Fusarium oxysporum* du *Fusarium solani;* quelques auteurs ont d'ailleurs accusé le *Fusarium solani* d'être agent de dépérissement. Les *Fusarium oxysporum* et *solani* auraient donc des liens fort étroits.

C. M.

Yen Jo-Min (W. Y. Yen). — Studies on *Cercospora* diseases of Sugarcane. *Proc. Cent. and Bicent. Congr. Biol., Singapore.,* pp. 299-311, 2 fig., 6 tabl., 1958.

A Formose, on trouve 6 espèces de *Cercospora* sur les feuilles de Canne à Sucre : *C. taiwanensis* (Mat. et Yam.) Yen et Chi, *C. atrofiliformis* Yen Lo et Chi, *C. saccharicola* Sun., *C. rubropurpurea* Sun., *C. kopkei* Krueg., *C. vaginae* Krueg. La première est la plus importante par les dégâts qu'elle cause; les symptômes de la maladie ont été décrits; l'influence de la température sur la croissance du parasite,

la formation des périthèces et la germination des ascospores a été particulièrement étudiée.

C. M.

Frezzi M. J. — Enfermedades del mani en la provincia de Cordoba (Argentina). *Rev. Investig. agric.*, t. XIV, fasc. 2, pp. 113-155, 20 fig., 1960.

Parmi les maladies de l'Arachide de la province de Cordoba, on peut distinguer :

1) celles qui affectent la partie souterraine de la plante, causées par les *Fusarium angustatum, F. oxysporum, F. solani, F. vasinfectum, Pythium debaryanum, P. irregulare, P. spinosum, P. ultimum, Rhizoctonia solani, Sclerotinia minor, S. sclerotiorum, Sclerotium rolfsii, S. bataticola, Thielaviopsis basicola* et un *Verticillium sp;*

2) celles qui attaquent les parties aériennes de la plante, en particulier les cercosporioses (*Cercospora personata, C. arachidicola*), un *Phyllosticta*, un *Macrosporium* et quelques virus;

3) les affections des graines, notamment des moisissures à *Alternaria, Cladosporium, Cunninghamella echinulata, Fusarium, Gonatobotrys simplex, Mucor, Penicillium, Aspergillus, Rhizopus, Trichothecium roseum.*

Une étude biologique des cercosporioses a été entreprise et les caractères de résistance de diverses variétés ont été constatés.

C. M.

IMPRIMERIE LOUIS-JEAN - GAP
Dépot légal : 170 – 1961

ABONNEMENTS

Le prix d'abonnement à la **Revue de Mycologie** pour le Tome XXVI (1961) a été fixé à :
18 NF pour la France et la Communauté.
Pour les pays étrangers : **23 NF.**

PRIX DES TOMES I (1936) à XXV (1960)

Chaque Tome :

France et Communauté .... **21 NF**
Etranger .... **26 NF**

MEMOIRES HORS-SERIE

N° 1 (1938). **Les Truffes,** par G. Malençon (épuisé).

N° 2 (1942). **Les matières colorantes des champignons,** par I. Pastac. 88 pages. France : 8 NF. Etranger : 10 NF.

N° 3 (1943). **Les constituants de la membrane chez les champignons,** par R. Ulrich. 44 pages. France : 2.50 NF. Etranger : 3,50 NF.

N° 4 (1950). **Les Champignons et nous,** par G. Becker. 80 pages (Chroniques). France : 4 NF. Etranger : 5 NF.

N° 7 (1959). **Les Champignons et nous** (II), par G. Becker. 94 pages (Chroniques). France : 5 NF. Etranger : 6 NF.

N° 5 (1950). **La Culture du Champignon de couche,** par L. Loireau. 96 p., pl. et fig. France : 9 NF. Etranger : 11 NF.

N° 6 (1958). **Essai biotaxonomique sur les Hydnés résupinés et les Corticiés.** Etude spéciale du comportement nucléaire et des mycéliums, par J. Boidin. 390 p., pl. et fig. France : 32 NF. Etranger : 35 NF.

FLORE MYCOLOGIQUE DE MADAGASCAR ET DEPENDANCES,
publiée sous la direction de M. Roger HEIM

Tome I. Les Lactario-Russulés, par Roger Heim (1938). 196 pages, 60 fig., 8 pl. hors-texte. France : 30 NF. Etranger : 36 NF.

Tome II. Les Rhodophylles, par H. Romagnesi (1941). 164 pages, 46 fig. France : 15 NF. Etranger : 18 NF.

Tome III. Les Mycènes, par Georges Métrod (1949). 144 pages, 88 fig. France : 15 NF. Etranger 18 NF.

Tome IV. Les Discomycètes, par Marcelle Le Gal (1953). 465 pages, 172 fig. France : 65 NF. Etranger : 80 NF.

Prix de ce fascicule :

France .... **4 NF**
Etranger .... **5,50 NF**